

THÈSES

présentées

A LA FACULTÉ DES SCIENCES
DE L'UNIVERSITÉ DE CLERMONT

pour obtenir

LE GRADE DE DOCTEUR ES SCIENCES NATURELLES

par

Louis JOYON

Maître-Assistant à l'Université de Clermont-Ferrand

PREMIÈRE THÈSE :

CONTRIBUTION A L'ÉTUDE CYTOLOGIQUE DE QUELQUES PROTOZOAIRE FLAGELLÉS

DEUXIÈME THÈSE : Proposition donnée par la Faculté.

Soutenues publiquement le décembre 1963

MM. R. HOVASSE	Président
P.P. GRASSÉ, membre invité, Professeur à la Sorbonne	} Examineurs
H. LUTZ	
P. CHAMPAGNAT	
P. DE PUYTORAC	

G. DE BUSSAC
CLERMONT - FERRAND
1963



Digitized by the Internet Archive
in 2026

https://archive.org/details/IA41546608_0013

THÈSES

présentées

A LA FACULTÉ DES SCIENCES
DE L'UNIVERSITÉ DE CLERMONT

pour obtenir

LE GRADE DE DOCTEUR ES SCIENCES NATURELLES

par

Louis JOYON

Maître-Assistant à l'Université de Clermont-Ferrand

PREMIÈRE THÈSE :

CONTRIBUTION A L'ÉTUDE CYTOLOGIQUE DE QUELQUES PROTOZOAIRE FLAGELLÉS

DEUXIÈME THÈSE : Proposition donnée par la Faculté.

Soutenu publicquement le décembre 1963

MM. R. HOVASSE	Président
P.P. GRASSÉ, membre invité, Professeur à la Sorbonne	} Examineurs
H. LUTZ	
P. CHAMPAGNAT	
P. DE PUYTORAC	

Mémoire publié dans les Annales de la Faculté des Sciences de l'Université de Clermont-Ferrand, N° 22 (Biologie animale. 1^{er} fascicule), 1963.

UNIVERSITÉ DE CLERMONT

FACULTÉ DES SCIENCES

DOYEN	M. RÉMY Paul
1 ^{er} Assesseur	M. DUBOIS Emmanuel
2 ^e Assesseur	M. ROQUES Maurice

PROFESSEURS

MM. DUBOIS Emmanuel,	Physique	T
HOVASSE Raymond,	Zoologie générale et appliquée	T
RAMBAUD René,	Chimie	T
RÉMY Paul,	Chimie industrielle	T
BLANC Eugène	Mécanique rationnnelle	T
ROQUES Maurice	Géologie Minéralogie	T
LAPADU-HARGUES Pierre,	Minéralogie	T TP
TRUFFAULT Robert,	Chimie	T
LUTZ Hubert,	Biologie animale	T
RAOULT Gaston,	Physique	T
CHAMPAGNAT Paul,	Physiologie végétale	T
DUPLESSIS-KERGOMARD Alain,	Chimie P.C.B.	T TP
KRASNER Marc,	Algèbre supérieure	T
AVAN Louis,	Physique expérimentale	T
PARIAUD Jean-Charles,	Chimie - Physique	T
Mme HENNEQUIN Françoise,	Calcul différentiel et intégral	T
Mlle BERTHET Ginette,	Physique	T TP
MM. LOISEAU Jean,	Botanique pure et appliquée	T
COMBE René,	Physique	T TP
DE PUYTORAC Pierre,	Biologie Zoologie	T TP
Mme AVAN Madeleine,	Physique	T TP



PROFESSEUR ASSOCIÉ

M. BALANZAT Manuel	Mathématiques
--------------------	---------------

MAITRES DE CONFERENCES

MM. DELOST Paul,	Physiologie animale. Professeur sans chaire
PETERLONGO Jean-Marc,	Géologie. Professeur sans chaire
Mlle DONDON Marie-Louise,	Chimie. Professeur sans chaire
MM. SAUREL Jean,	Physique. Professeur sans chaire
VESSIÈRE Roger,	Chimie. Professeur sans chaire
BATHIER Marcel,	Physique
GUILLAUME Marcel,	Mathématiques. Professeur sans chaire
MAISONNEUVE Jacques,	Géologie appliquée
PHAM TAN HOANG,	Mathématiques
CAPESTAN Michel,	Chimie minérale
MARTINET Pierre,	Chimie
HENNEQUIN Paul,	Mathématiques
ROCHE Jean-Etienne,	Physique
BEN-AIM Roger,	Chimie
BAILLAUD Lucien,	Botanique. Professeur sans chaire
THOMAS Jean,	Physique
LENOIR Marcel,	Mathématiques

SOMMAIRE

<i>Avant-Propos.</i>	7
INTRODUCTION	9
MATÉRIEL ET TECHNIQUES	11
CHRYSONOMADINES	13
I. — HYDRURUS FOETIDUS.....	13
a) <i>Cellule normale</i>	13
Membrane cellulaire	14
Appareil de Golgi.....	14
Chondriome.	14
Plaste.....	14
Noyau	17
Ergastoplasme	17
Vacuome	17
Centriole	19
b) <i>Spore et cinétide</i>	10

II. — DINOBYRON DIVERGENS	23
Généralités	23
Membrane cellulaire	23
Cinétide	24
Appareil de Golgi.....	24
Chondriome.	24
Plastidome.	24
Noyau	26
Ergastoplasme	26
Vacuome	26
Loge	26
III. — CYTOLOGIE COMPARÉE DES CHRYSOMONADINES.	26
Membrane cellulaire	28
Cinétide	29
Appareil de Golgi.....	30
Chondriome.	30
Plastidome.	30
Noyau.....	31
Ergastoplasme et vacuome.	32
VOLVOCALES	33
I. — VOLVOX AUREUS	33
Gelée.	34
Membrane cellulaire	34
Cinétide	34
Appareil de Golgi.....	34
Plastidome.	35
Noyau.....	35
Ergastoplasme.....	35
Vacuome	35
Rapports entre cellules	36
Cellules fertiles	36
II. — HAEMATOCOCCUS PLUVIALIS ET STEPHANOSPHAERA PLUVIALIS.	36
Gelée et membrane cellulaire	36
Cinétide	37
Appareil de Golgi.....	38
Chondriome.	38
Plastidome.	38
Noyau.....	39
Ergastoplasme.....	39
Vacuome	39
III. — CYTOLOGIE COMPARÉE DES VOLVOCALES.....	40
Membrane cellulaire et gelée.....	40
Cinétide	40
Appareil de Golgi.....	40
Chondriome.	40
Plastidome.	40
Noyau.....	41
Ergastoplasme.....	41
Vacuome	41

CRYPTOMONADINES	45
Membrane cellulaire et cuticule.	45
Trichocystes.	46
Cinétide	47
Appareil de Golgi.	49
Chondriome.	49
Plastidome.	50
Corps de Maupas.	51
Noyau.	52
Ergastoplasme.	52
Vacuome	52
Conclusions sur les Cryptomonadines	52
PROTÉROMONADINES	53
Membrane cellulaire	53
Cinétide	55
Appareil de Golgi.	56
Grains frontaux.	57
Cinétoplaste et chondriome.	57
Noyau et ergastoplasme	57
Vacuome	58
Conclusions sur les Protéromonadines.	58
TRICHOMONADINES	61
Membrane cellulaire	61
Cinétide	61
Appareil de Golgi.	65
Chondriome et grains endoaxostylaires.	66
Noyau	66
Ergastoplasme	67
Vacuome	67
Conclusions sur les Trichomonadines.	67
DISCUSSION GÉNÉRALE	69
Membrane cellulaire	69
Cinétide	70
Centriole	73
Appareil de Golgi	73
Chondriome	75
Plastidome	75
Noyau	77
Ergastoplasme	78
Vacuole pulsatile.	78
CONCLUSIONS GÉNÉRALES	79
BIBLIOGRAPHIE	82

AVANT-PROPOS

EN abordant notre licence l'étude des Protozoaires, organismes pour nous si mystérieux, nous apparut d'abord comme une pénible servitude. Au cours de leçons passionnantes, Monsieur le Professeur Hovasse a su nous communiquer une partie de son enthousiasme pour l'étude de ces Êtres et a fait naître en nous le désir de les mieux connaître. En acceptant de nous confier un sujet de Diplôme d'Etudes Supérieures, puis en nous proposant un poste d'Assistant dans son laboratoire, il nous a permis de réaliser ce vœu. Nous lui devons de nous avoir familiarisé aux arcanes de la Protistologie. Pour la confiance et l'extrême bonté qu'il nous a toujours témoigné nous lui exprimons notre profonde et respectueuse reconnaissance.

A nos premiers pas dans le domaine de la recherche nous nous faisons un devoir d'associer Messieurs De Puytorac, Vivier et André dont le savoir et le souci de culture ont été pour nous une source vivifiante. Monsieur De Puytorac, resté près de nous au Laboratoire, nous a fait partager une certaine passion pour l'histologie ; il a été souvent le confident patient de nos échecs ou de nos réussites. Nous sommes particulièrement heureux qu'il participe aujourd'hui à notre jury de thèse. Pour toutes ces marques de sympathie nous lui adressons nos plus sincères remerciements.

Notre plus dévouée gratitude va à Monsieur le Professeur Grassé qui a bien voulu nous accueillir dans son laboratoire à un moment où des difficultés matérielles freinaient notre travail. Cette bienveillante compréhension et l'intérêt qu'il a porté à nos études ont été pour nous un précieux réconfort. C'est pour nous un grand honneur qu'il accepte de participer au jury chargé de juger ce travail.

Messieurs les Professeurs Champagnat et Lutz, dont nous avons bénéficié des leçons puis de fréquents et fructueux échanges, nous ont fait l'honneur d'accepter de participer à notre jury de thèse.

Nous avons souvent sollicité et obtenu les conseils de Monsieur le Professeur Vachon, de Messieurs Bourrelly et Bouteville.

Le personnel technique du Laboratoire de Zoologie de la Faculté des Sciences de Clermont-Ferrand ou du Laboratoire de Microscopie Electronique du C.N.R.S. (Paris) nous a apporté, avec beaucoup de gentillesse, une aide particulièrement efficace.

Nos remerciements vont encore au Conseil d'Administration du C.N.R.S. qui en nous accordant une subvention, a permis la réalisation de ce travail.

INTRODUCTION

IL y a bientôt un siècle que Koelliker (1868) exprimait ce vœu commun à tout Cytologiste : « S'il était possible, un jour, de voir les molécules qui composent la membrane des cellules, les fibrilles musculaires, l'axe des tubes nerveux, etc..., si l'on pouvait pénétrer les lois de la juxtaposition de ces molécules, celles du développement, du fonctionnement enfin de ce qu'on appelle aujourd'hui les parties élémentaires, alors une ère nouvelle s'ouvrirait... ». L'ère de la microscopie électronique, sans répondre pleinement à ce vœu, a donné à la cytologie, un nouvel essor et un nouvel aspect et commande une réétude de la cellule.

L'étude structurale des Flagellés, formes généralement de petite taille et au cytoplasme encombré d'organites présente, en microscopie optique, de grandes difficultés ; l'identification enfin des structures décrites y est souvent très délicate. Le microscope électronique facilite aujourd'hui le travail du Protistologue. Cette redescription des Flagellés nécessite de longs travaux et n'est qu'à ses débuts.

Nous apportons ici une étude cytologique de quelques Phytoflagellés ou Zooflagellés inférieurs ; nous accordons une large part aux observations électroniques, mais avec le souci constant de les comparer à celles réalisées en microscopie optique tant par nos Prédecesseurs que par nous-même. Nous pensons en effet que cette étude optique reste fondamentale ; les observations *in vivo*, cytochimiques, de divisions, etc..., conservent tout leur intérêt et sont indispensables pour comprendre les figures électroniques et leur attribuer toute leur signification.

A partir de ces descriptions et de celles réalisées déjà de la même façon par d'autres Auteurs, nous avons essayé de voir quels enseignements plus généraux nous apportaient ces observations, tant du point de vue cytologique que du point de vue phylétique.

MATÉRIEL ET TECHNIQUE

Nos descriptions portent sur des Chrysomonadines (*Hydrurus foetidus* Villars-Trévisan, *Dinobryon divergens* Imhof), des Volvocales (*Volvox aureus* Ehr., *Haematococcus pluvialis* Flotow, *Stephanosphaera pluvialis* Cohn), des Cryptomonadines (*Cryptomonas* sp. et *Chilomonas paramecium* Ehr.), des Proteromonadines (*Proteromonas lacertae-viridis* Grassi) et des Trichomonadines (*Trichomonas lacertae* Prowazek). A titre comparatif, nous utiliserons parfois certaines observations personnelles préliminaires portant sur *Synura Petersenii* Korsh. et *Uroglana volvox* Ehr. chez les Chrysomonadines, sur *Eudorina elegans* Ehr., *Polytoma* sp. et *Carteria turfosa* Fott (en collaboration avec B. Fott) chez les Volvocales, sur *Karatomorpha bufonis* (*Tetramastix*) Alexeiff-Travis chez les Proteromonadines, sur *Trichomonas caviae* Davaine et *Trichomonas batrachorum* Perty chez les Trichomonadines.

Les Flagellés libres, à l'exception des colonies massives d'*Hydrurus foetidus*, sont récoltés au filet à plancton dans différentes mares ou lacs de la région clermontoise. Les Flagellés parasites proviennent du contenu intestinal de différents animaux. Tous sont triés sous la loupe binoculaire à la micropipette, observés *in vivo* ou après fixations variées. La séparation des Flagellés parasites des nombreuses inclusions intestinales très défavorables à la confection des coupes minces ou ultraminces est souvent délicate.

Pour la microscopie optique, les principaux fixateurs utilisés sont l'acide osmique, le liquide de Flemming sans acide acétique, ceux de Champy, Benoît, Schaudinn, Bouin, enfin le formol. Ces fixations sont réalisées avec ou sans centrifugation préalable. Nous utilisons la technique des frottis à sec, ou à la gélose ou encore à l'albumine d'œuf. Pour les coupes minces, les pièces sont traitées par micro-inclusions à la gélose. Les colorations utilisées varient. *In vivo*, nous pratiquons le plus souvent les colorations au rouge neutre, au bleu de crésyl, au vert janus, au rouge de ruthénium ; certaines colorations *in toto* en milieu aqueux comme le vert de méthyle acétique, le lugol, le bleu de méthylène, nous apportent d'intéressants renseignements. Après frottis ou coupes, nous employons les techniques classiques : hématoxyline ferrique de Heidenhain ou de Regaud, Glycémalum de Mayer, bleu de Unna, etc. ; certains caractères histochimiques sont recherchés par la méthode de Feulgen, de Benda au vert de méthyle-pyronine, le P.A.S., le mucicarmin, le bleu de bromophénol, le vert rapide. Le chondriome est mis en évidence par la méthode d'Altmann modifiée selon Volkonsky ou Cowdry ou Gabe et par la méthode de Benda. Certaines imprégnations argentiques, en particulier selon Bodian (Dragesco, 1962) ou osmiées, permettent de mettre en évidence certaines structures : appareil de Golgi, formations fibreuses, etc.

En microscopie électronique, les fixateurs utilisés sont essentiellement l'acide osmique tamponné ou non et le permanganate de potassium à 3 %. La durée du temps de fixation varie de 10 à 30 minutes. L'inclusion est précédée d'une deshydratation à l'alcool éthylique avec ou sans passage dans une solution contenant de l'acide phosphotungstique.

Nous avons, au début de nos travaux, utilisé les mélanges habituels de méthacrylates ; les résultats obtenus furent particulièrement décevants ; très souvent, et d'une manière particulièrement irrégulière, les structures sont complètement éclatées ; nous avons eu l'impression que nos cellules isolées de Protistes résistaient beaucoup moins aux dilatations pro-

voquées par la polymérisation du monomère que celles des tissus. Les inclusions à l'araldite (Glauert A.M. et Glauert R.H., 1958) ou à l'épon (Luft, 1961) conservent, au contraire, très bien les structures. Dans l'ensemble, les coupes de ces résines sont plus difficiles qu'avec le méthacrylate. L'emploi de l'araldite se montre, par ailleurs, incompatible avec la technique des microinclusions à la gélose, le mélange trop visqueux ne se renouvelant pas à l'intérieur de la pièce. C'est donc finalement avec l'épon que nous obtenons les meilleurs résultats. Les coupes sont réalisées avec un ultramicrotome Porter-Blum et recueillies sur des grilles pourvues d'une membrane au formvar ou dépourvues de membrane et carbonnées. Elles sont contrastées à l'acétate d'uranyle en solution alcoolique ou aqueuse selon Watson (1958), d'un emploi commode mais présentant certaines irrégularités sur les fixations osmiées et une certaine tendance à empâter les structures. Le protoxyde de plomb est un contrastant beaucoup plus fin mais dont les contaminations fréquentes restent un handicap sérieux ; nous l'avons utilisé selon les techniques de Millonig (1961) et de Karnosky (1961).

Les coupes sont examinées avec les microscopes R C A E M U 3 du Centre de Microscopie électronique appliquée à la Biologie du C.N.R.S. (Paris).

CHRYSONOMADINES

Les Flagellés appartenant à cet ordre ont fait l'objet d'études très détaillées, axées aussi bien sur la morphologie que sur la systématique. On en trouvera une importante mise au point et une très complète bibliographie dans le récent et important travail de Bourrelly (1957). La cytologie en est, par contre, assez mal connue, limitée qu'elle est, le plus souvent, aux observations vitales. Aussi pensons-nous utile de donner conjointement une étude cytologique des structures et des ultrastructures pour les deux espèces que nous étudions. Nos observations portent sur la Chromulinale *Hydrurus foetidus* et sur l'Ochromonadale *Dinobryon divergens*.

I. — HYDRURUS FOETIDUS

Cette Chrysonomadine est abondante dans de nombreux torrents de montagne et en particulier en Auvergne où elle se développe surtout au printemps. On sait qu'il s'agit d'une forme coloniale de grande taille, plusieurs centimètres, de couleur brune et exhalant une odeur fétide caractéristique dès qu'elle est sortie de l'eau. Chaque colonie comporte un axe principal et des rameaux secondaires d'ordre et d'importance variés (Hovasse et Joyon, 1960) se terminant par une cellule apicale unique (pl. 7 a).

Ce Protiste a donné lieu à de nombreux travaux, en particulier de Rostafinski (1882), Klebs (1893), Bourrelly (1957), Hovasse et Joyon (1960). On trouvera, dans ces différentes publications, des études relatives à la morphologie de la colonie, à son écologie et sa répartition ; nous nous limitons, ici, à la cytologie de l'organisme.

A) LA CELLULE NORMALE

Sa taille varie de 7 à 20 microns, en rapport semble-t-il avec l'activité mitotique. Chaque cellule est généralement sphérique, exceptionnellement hémisphérique à convexité externe à l'apex des rameaux ou allongée en fuseau dans le centre des colonies âgées. Elle présente deux régions bien distinctes, l'une, externe dans la palmella, est occupée par un plaste jaune d'or ; l'autre, interne et incolore, contient la plus grande partie des autres organites cellulaires.

In vivo, on peut observer le plaste et son pyrénioïde plus ou moins apparent selon les individus, les grosses balles réfringentes de leucosine, les gouttelettes lipidiques, cinq ou six vacuoles pulsatiles, un noyau d'environ deux ou trois microns et, plus difficilement, après examen en contraste de phase, un épais réseau mitochondrial périphérique. La coloration vitale au rouge neutre met en évidence de nombreuses et petites vacuoles dans la région aplastidiée.

Ces observations *in vivo* sont malaisées en partie à cause de la faible taille de la cellule et surtout à cause de sa fragilité.

Les fixations, bien que délicates, nous ont permis de réaliser, en microscopie optique, comme en microscopie électronique, des observations beaucoup plus précises.

MEMBRANE CELLULAIRE.

Elle est réduite à une simple et classique membrane plasmatique qui ne présente aucune ornementation ou formation fibrillaire (pl. 1, pl. 2 a, pl. 5, pl. 6 a, pl. 7 b).

De nombreuses et petites vésicules à la membrane simple et sans structure viennent s'ouvrir à sa surface (pl. 2 b, pl. 5). Nous les tenons pour responsables de la sécrétion de la gelée qui apparaît, comme elles, dépourvue de toute structure au microscope électronique. On sait qu'il existe souvent à l'intérieur même des rameaux des divisions cellulaires qui donnent naissance à des cellules alignées en cordons caractérisés par une gelée qui conserve une certaine indépendance au sein de la colonie. De tels alignements ont été observés par Berthold (1878) et Chadeaud (1960) et interprétés comme des fibres par Lagerheim (1888). Après déshydratation et inclusion cette structure disparaît.

Notons encore que sporadiquement se logent sous la membrane cellulaire des vésicules de plus grande taille et enfermant des granules (pl. 1, pl. 2 a, pl. 7 b). Ces formations, qui sont abondantes dans la zoospore, correspondent aux corps mucifères de la microscopie optique.

Ces deux types de vésicules périphériques présentent les réactions des polysaccharides, nettement PAS positives, mais non des mucines.

La gelée est de nature callosique (Virieux, 1910) sur les jeunes rameaux, pectique dans le centre des thalles plus importants (Bourrelly, 1957). Elle présente une réaction très positive dans la coloration au PAS.

APPAREIL DE GOLGI.

La région proximale, contiguë au noyau, est en partie occupée par un abondant appareil de Golgi (pl. 1, pl. 2 a), formé de plusieurs dictyosomes. L'importance de cet ensemble varie, sans doute, en rapport avec la fréquence des divisions. Sur certaines cellules, il semble réduit à quelques dictyosomes, peut-être même à deux ; sur d'autres, ce nombre est beaucoup plus élevé (pl. 1, pl. 2 a), ils sont répartis tout autour de la demi-sphère périnucléaire opposée au plaste. La complexité de chaque dictyosome est également variable, le nombre moyen de saccules étant de sept, très serrés et pouvant s'enrouler sur eux-mêmes (pl. 2 a). Chaque dictyosome incurvé est orienté de telle façon que sa concavité est opposée au noyau (pl. 1 et 2) ; sur ses bords et dans sa concavité s'élaborent de nombreuses vésicules golgiennes (pl. 1 et 2). Le devenir de ces dernières est assez difficile à établir. Il semble bien qu'une partie évolue et migre à la périphérie de la cellule pour donner soit les vésicules à gelée (pl. 1), soit les corps mucifères plus compliqués et qui prennent toujours naissance dans le voisinage immédiat de l'appareil de Golgi.

Ces dictyosomes présentent une réaction positive au PAS, fait qui plaide nettement en faveur d'un rapport avec les sécrétions de surface.

CHONDRIOME.

Le chondriome se présente sous la forme d'un réseau épais (fig. 1), assez différent de ceux existant chez les Volvocales, les Eugléniens, les Péridiniens ou les Cryptomonadines. La microscopie optique permet d'avoir une idée précise de son agencement et de son importance (fig. 1). Les orientations favorables sont, par contre, moins nombreuses en microscopie électronique et les figures en réseau plus rares, étant donnée la finesse des coupes et l'absence de leur sériation régulière.

Ce chondriome est d'un type tubulaire classique, assez pauvre en digitations internes et dont la matrice est dépourvue de toute inclusion (pl. 1, pl. 2 a, pl. 3). Il ne présente pas de rapports précis avec d'autres organites cellulaires (noyau ergastoplasme), mais est fréquemment engagé dans des sillons du plaste.

PLASTE.

Le plaste est une lame pariétale plus ou moins refermée en cloche fendue et portant sur sa concavité un volumineux pyrénioïde (fig. 1). Du côté proximal, il envoie de nombreuses et fines digitations, essentiellement visibles en microscopie électronique ; le pyrénioïde est



FIG. 1. — *Hydrurus foetidus*: différents aspects cytoplasmiques de la cellule couronnée
 a, b, c, d, fixation Charney, coloration Altmann
 e, f, g, fixation acide osmique, coloration hématoxyline ferrugineuse

parfois très facile à observer *in vivo*, d'autres fois très difficile à voir, même après action du lugol. Il est généralement juxtaposé de petites gouttelettes lipidiques qui s'imprègnent fortement à l'osmium et permettent une mise en évidence facile. Après les colorations cytologiques classiques, son apparition dépend du degré de différenciation. Il est donc très difficile d'affirmer l'absence de cet organite qui est inclus dans le plaste et n'en représente d'ailleurs qu'une zone différenciée. Il faut en plus noter que son importance varie entre cellules ou colonies, en rapport sans doute avec la physiologie du Protiste comme il a été montré chez d'autres algues. Au microscope électronique, le plaste paraît entouré de la membrane double classique à tous les Végétaux, épaisse de 130 Å environ (pl. 2 b, pl. 3). À l'intérieur se trouve une plus ou moins grande quantité de disques qui apparaissent en coupe comme autant de doubles feuillettes et dont l'épaisseur est d'environ 150 Å, 40 Å pour chaque membrane et 70 Å pour l'espace intermembranaire (pl. 4, pl. 5). Ces disques sont très souvent associés par deux, trois, quatre ou plus, formant ainsi sur coupes des membranes triples, quadruples, etc. Le contact ainsi réalisé entre deux disques se traduit par une membrane dont l'épaisseur est d'environ le double de celle du disque, soit 80 Å environ. Il est fréquent que ces disques accolés se groupent en paquets plus ou moins importants orientés selon une même direction. Il est très difficile de préciser les rapports des disques avec la membrane plastidiale externe : au voisinage de celle-ci, la plupart d'entre eux s'incurvent, deviennent tangents à la surface, formant des paquets serrés de lamelles parallèles qu'il est très difficile de résoudre (pl. 4, pl. 5). Dans les cas les plus favorables, il nous a semblé que les disques s'arrêtaient sur de fines gouttelettes lipidiques, sans contact direct avec la membrane enveloppante.

Il est d'ailleurs fréquent que ces disques s'arrêtent ainsi sur leur trajet intraplastidial (pl. 5). Souvent encore les faisceaux de disques associés se partagent par dichotomie et peuvent s'enrichir (ou s'appauvrir) par adjonction de disques limités à leur extrémité par une gouttelette lipidique (pl. 4 et 5). Le plaste semble assez épais pour que les lamelles y changent d'orientation par des courbures en épingle à cheveux.

La particularité essentielle de ce plaste réside dans le fait qu'un grand nombre de disques convergent vers une zone centrale à stroma granuleux et osmiophile qui représente le pyrénioïde (pl. 4 et 5). La plupart des disques s'arrêtent à la périphérie de l'organite, zone précisément caractérisée par la présence d'une grande quantité de gouttelettes lipidiques. Les disques qui pénètrent à l'intérieur du pyrénioïde sont en général isolés, apparaissant sous forme de membranes doubles ou plus rarement accolées par deux en membranes triples (pl. 5). Leur largeur diminue en même temps qu'ils subissent une légère dilatation ; ils prennent ainsi l'aspect de rubans mais ne se réduisent jamais en tubules comme dans le pyrénioïde d'autres Algues. Le trajet à l'intérieur du pyrénioïde est sinueux, réalisant entre différentes unités de nombreux contacts et décrivant des arabesques compliquées. Il n'y a jamais convergence absolue vers un point central unique.

La surface du plaste est parcourue de gouttières profondes, plus ou moins refermées sur elles-mêmes et dans lesquelles se logent des branches périphériques du chondriome et quelques feuillettes ergastoplasmiques. L'une d'elles semble permanente, médiane, située au-dessus de la surface occupée par le pyrénioïde. C'est par exagération de ce dernier sillon que se fait la division du plaste qui s'effectue comme une sorte de ligature partageant plaste et pyrénioïde en deux parties sensiblement égales. Ce processus simple s'observe aussi bien en microscopie optique qu'en microscopie électronique. Il y a généralement prédivision de cet organite par rapport au reste de la cellule.

Il faut encore noter que le plaste est entouré d'une membrane double issue du feuillet externe de la membrane nucléaire et que nous avons d'abord confondue avec la membrane plastidiale (Hovasse et Joyon, 1957, 1960). Cette enveloppe, comparable à celle décrite par Gibbs chez *Ochromonas danica* (1962 a), enferme le plaste dans une sorte de sac (pl. 2 a, pl. 4, pl. 6 a). Elle est intimement associée à la membrane plastidiale et ne montre que de rares dilatations (pl. 5 et 6). Sous la base du noyau, l'espace libre entre le plaste et la membrane externe de la membrane nucléaire est plus important, légèrement dilaté et contient des tubules ou vésicules ; ces formations, qui résultent sans doute de l'activité du feuillet externe de la membrane nucléaire, semblent emprisonnées dans cet espace (pl. 2 b). Cette structure est telle que plaste et noyau se trouvent, en quelque sorte, soudés. Elle explique la déformation subie par le noyau chez les zoospores où la traction flagellaire, par l'intermédiaire de fibres

parabasales, provoque un étirement de l'organite qui prend une forme en fer de lance caractéristique.

Si, par ailleurs, on admet que l'ergastoplasme forme un lacs compliqué intercommuniquant (pl. 6 d), la membrane enveloppante du plaste, ayant une origine ergastoplasmique caractéristique, crée une sorte de communication entre plaste, périphérie du noyau, vacuome, etc., (pl. 6 a, pl. 4). Les rapports entre membrane enveloppante et d'autres formations ergastoplasmiques sont d'ailleurs fréquents (pl. 4, pl. 6 a).

NOYAU.

Le noyau, dont le diamètre atteint deux à trois microns, possède un gros nucléole central et de nombreux grains de chromatine périphériques ou périnucléolaires, Feulgen positifs (fig. 2). Il est entouré d'une membrane double abondamment perforée. Ces pores sont particulièrement nets après fixation au permanganate de potassium qui semble les dilater (pl. 1, pl. 3) ; ils apparaissent alors très simples, représentés par une interruption de la double membrane nucléaire sans aucune autre différenciation. Dans le nucléoplasme, nous avons souvent rencontré des figures en bâtonnets, longs de 0,1 à 0,2 micron environ, souvent groupés en faisceau et dont nous ignorons la signification.

Nous avons vu, ci-dessus, dans quelles conditions le noyau se trouvait associé à la surface du plaste. De nos études au microscope optique, il ressort pourtant que cette association ne semble pas constante dans toutes les cellules ou colonies. Dans certains cas, on trouve en effet un noyau apparemment libre dans le pôle aplastidié, distant de la surface plastidiale (fig. 1). En l'absence de figures en microscopie électronique, nous ignorons si le noyau est alors tout à fait indépendant de la membrane périplastidiale qui, elle, paraît très constante. Cette association pose également le problème de son devenir au moment de la division qui s'accompagne de la disparition de la membrane nucléaire.

Les zoospores, qui se forment après de nombreuses divisions cellulaires, conservent le contact noyau-plaste ; cette structure permet de penser, qu'au moment de la réorganisation de la membrane nucléaire, il y a soudure possible de formations ergastoplasmiques avec la membrane périplastidiale.

La division du noyau est vraisemblablement un phénomène très rapide et particulièrement difficile à observer.

Nos nombreux essais pratiqués sur des colonies *in toto*, en vue de saisir la division de la cellule apicale ont tous été négatifs. C'est uniquement sur des colonies en sporulation que nous avons pu l'observer (fig. 2). Les prophases sont relativement abondantes, facilement identifiables grâce à l'individualisation de nombreux chromosomes punctiformes, au nombre d'une trentaine. Ce premier stade est suivi de la disparition de la membrane nucléaire et du nucléole. Il se forme ensuite une plaque équatoriale médiane et longitudinale comme si la division s'effectuait en présence d'un flagelle.

Nous ne pensons pas qu'il existe de centriole au cours de cette division, mais la taille de la cellule, la présence du plaste ne permettent pas d'affirmer cette absence. La division est toujours médiane et longitudinale comme l'avait déjà signalé Klebs (1893).

ERGASTOPLASME.

Le feuillet externe de la membrane nucléaire donne naissance, outre la formation enveloppante du plaste, à un abondant ergastoplasme (pl. 3 b). Ces évaginations nucléaires sont surtout abondantes dans la région antérieure de la cellule (pl. 3 a) ; elles prennent des aspects différents, le plus souvent en tubules ou vésicules pourvus de ribosomes. Ces formations présentent de fréquentes soudures, formant un réseau intracellulaire compliqué et exceptionnellement visible sur les clichés électroniques (pl. 4 d). Certains tubules viennent s'ouvrir à la surface cellulaire, d'autres présentent des contacts avec la membrane du sac périplastidial (pl. 4), d'autres enfin sont en rapport avec le vacuome, comme nous le verrons ci-dessous.

VACUOME.

Une grande partie de la région cytoplasmique entourant le noyau est occupée par de larges vacuoles à leucosine (fig. 1, pl. 2 a, pl. 3), laissant entre elles de fins cordons cytoplas-

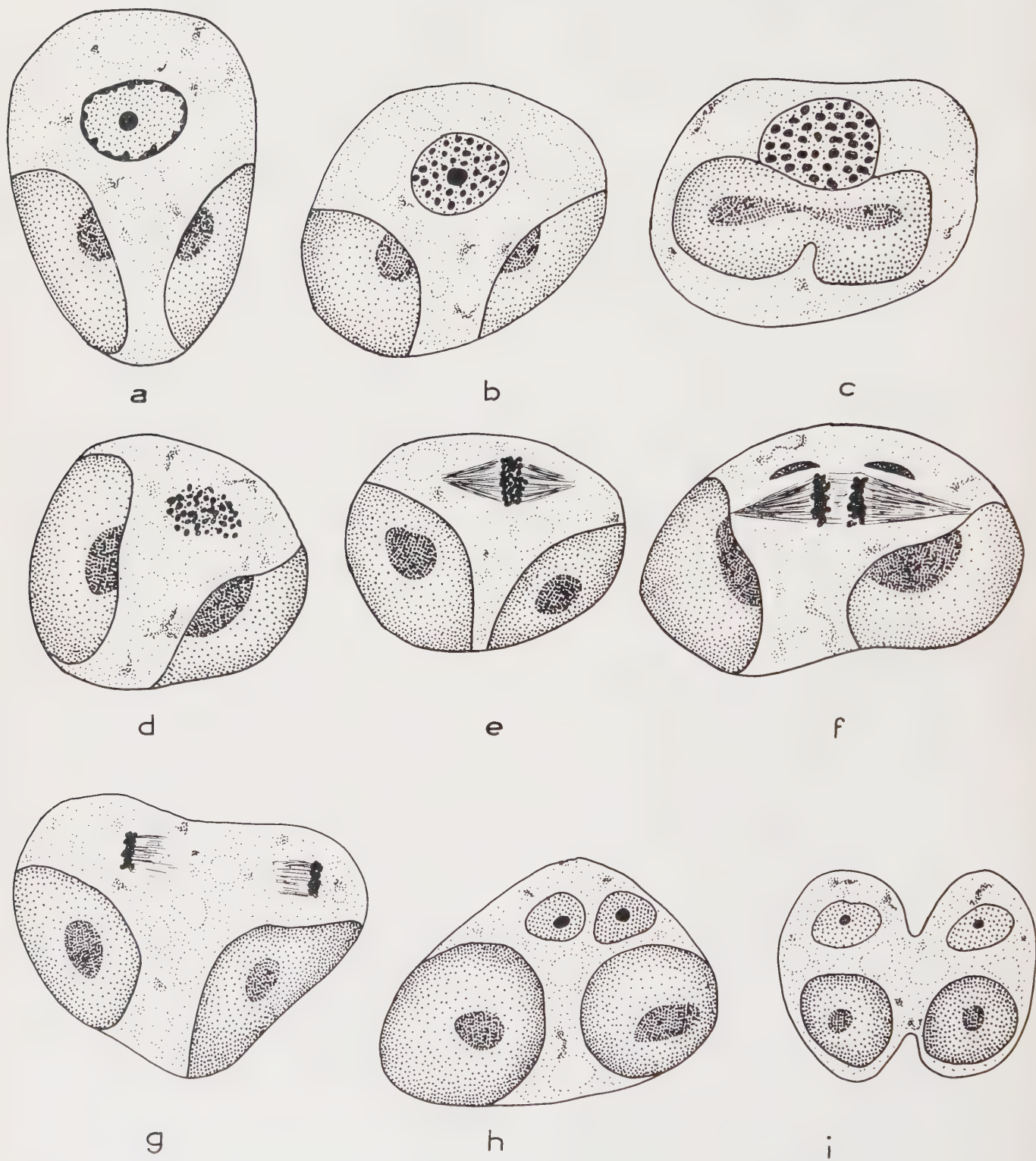


FIG. 2. — *Hydrurus foetidus* : différents stades de la division cellulaire.

miques. Ce système vacuolaire semble bien en rapport avec les formations ergastoplasmiques. Il est toutefois très difficile de trouver ces contacts en coupes ultraminces, ce qui laisse supposer que le nombre de formations ergastoplasmiques en rapport avec chaque vacuole est réduit.

Par cet intermédiaire, les vacuoles à réserve se trouvent reliées à la périphérie du plaste malgré leur éloignement et il est possible que ces canaux ergastoplasmiques jouent un rôle dans le transport des réserves.

Chaque vacuole est entourée d'une fine membrane qui porte, de place en place, sur sa face interne, quelques très petites vésicules osmiophiles, sorte d'épaississements locaux dont nous ignorons aussi bien la nature que la signification (pl. 4). Tant qu'à la leucosine ou chrysolaminarine, elle ne présente pas de structure définie, les quelques petites vésicules qu'on peut observer à l'intérieur des plages étant vraisemblablement d'une autre nature. On sait que cette substance est un glucosane qui, par hydrolyse lente, donne du glucose (Quillet, 1955, Beattie et Coll., 1961).

Les vacuoles pulsatiles sont exceptionnellement nombreuses dans ce genre, jusqu'à six, irrégulièrement réparties dans la zone cellulaire aplastidiée. Au microscope optique, elles ne présentent ni goulot, ni cortex osmiophile ou argyrophile. Elles occupent néanmoins une place stable à l'intérieur de chaque cellule ce qui laisse supposer qu'elles sont en rapport avec une différenciation cellulaire locale, responsable de leur localisation par son activité physiologique. La vacuole collectrice semble résulter de la coalescence de nombreuses vésicules (pl. 6 a).

Ces dernières sont souvent en rapport avec de courts tubules, légèrement plus dilatés que les formations ergastoplasmiques et dépourvus de grains de Palade. Ces tubes nous apparaissent comme les éléments permanents de la vacuole pulsatile, correspondant au cytoplasme extracteur d'eau et persistant avec beaucoup de netteté après la systole (pl. 6 b, etc.). Il s'agirait donc d'un cortex très discret, insuffisamment abondant pour apparaître en microscopie optique. Il paraît par ailleurs présenter des communications avec l'ergastoplasme classique qui est toujours très abondant à ce niveau (pl. 6 b).

On rencontre encore dans le cytoplasme des vacuoles lipidiques osmiophiles plus ou moins abondantes et de taille très variable.

CENTRIOLE.

Sachant que la cellule immobile de la palmella d'*Hydrurus foetidus* pouvait se transformer en une zoospore flagellée, nous pensions trouver, dans son cytoplasme, un centriole « au repos ». Malgré l'examen d'un grand nombre de préparations et de clichés, nous n'avons jamais pu trouver cet organite dont la structure caractéristique et la taille relativement importante semblerait pourtant en favoriser la recherche.

Bien que ces résultats négatifs appellent de nouvelles recherches, nous pensons qu'il n'existe pas, dans la cellule aflagellée, du moins sous sa forme classique. Nous ne possédons malheureusement pas assez d'observations pour avoir une idée précise de son origine dans la zoospore ; nous avons quelquefois rencontré, dans les cellules présporulantes, un centriole profond, près du noyau et qui présentait une structure classique.

Rappelons ici que cet organite ne nous a pas paru associé à la division.

B) SPORE ET CINÉTIDE

La sporulation a lieu au printemps à n'importe quelle heure du jour, comme l'a démontré Lagerheim (1888) et contrairement aux descriptions de Rostafinski qui l'avait seulement observée la nuit (1882). On peut généralement déclencher la formation de zoospores en isolant les colonies dans un cristalliseur à température convenable, c'est-à-dire en appauvrissant le milieu en oxygène. Ce facteur n'est pas le seul à intervenir et le déterminisme exact du phénomène reste à établir.

L'essaimage s'effectue essentiellement sur les rameaux secondaires et n'altère que très rarement les rameaux principaux (pl. 7 a). Quand cette sporulation est intense, elle modifie



FIG. 3. — *Hydrurus foetidus* :
divisions synchrones dans un rameau en sporulation.



FIG. 4. — *Hydrurus foetidus* : rameau en sporulation.

profondément la morphologie des colonies (pl. 7 a) ; il y a progressivement passage de colonies touffues à des formations réduites à leur tronc principal par disparition plus ou moins complète des axes secondaires (pl. 7 a). Sur les grosses colonies, ces modifications affectent essentiellement la région basale qui devient dénudée. Ces variations sont importantes dans les descriptions spécifiques.

Avant essaimage, il y a toujours une abondante multiplication cellulaire préalable et le nombre non fixé des divisions conduit à des spores de taille différente. Ces divisions successives se traduisent par la présence de nombreux groupes de deux ou quatre cellules, les cellules issues d'une même cellule-mère continuant à se diviser d'une manière synchrone (fig. 3). Ces divisions apparaissent comme des mitoses normales, aucun stade ne permettant de les considérer comme des méioses ; nous verrons d'ailleurs ci-dessous que nous ne retrouvons aucune trace de sexualité au cours du cycle.

Ce phénomène s'accompagne de modifications dans la gelée qui semble devenir plus fluide et perdre sa cohésion. Elle est alors fréquemment envahie par des bactéries, des diatomées, etc. La colonie perd de son ordonnance, prend un aspect blanchâtre caractéristique. Cette transformation associée ou non aux mouvements flagellaires permet la libération des zoospores.

Les Flagelles apparaissent, en effet, très souvent, avant la libération des zoospores.

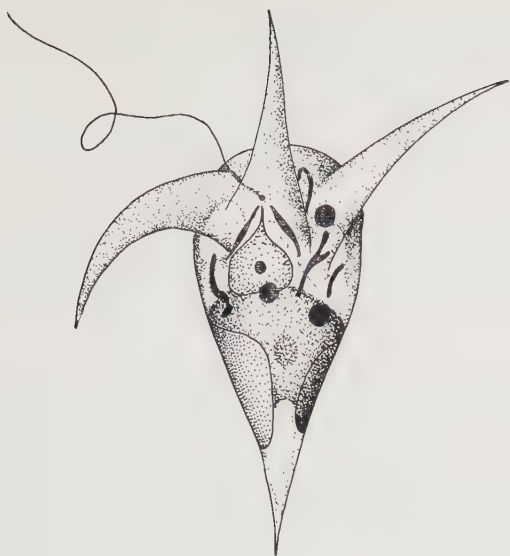


FIG. 5. — *Hydrurus foetidus* :
zoospore après fixation et coloration.

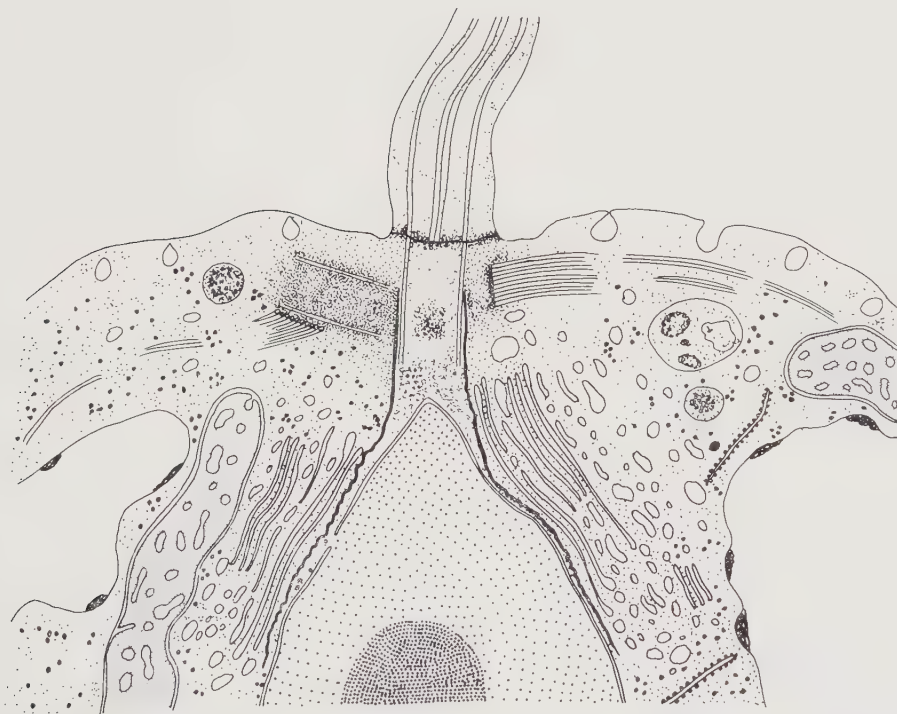


FIG. 6. — *Hydrurus foetidus* : reconstitution schématique de la région apicale d'une zoospore
d'après des clichés électroniques.

La taille de celles-ci est de 6 à 10 microns. Au cours des nombreuses divisions préalables à leur libération, elles présentent souvent des formes anguleuses (fig. 4). La cellule libérée est particulièrement amœboïde, subissant des déformations rapides, capables de la transformer en un type arrondi à partir d'un type anguleux. Au bout de quelque temps, sa forme semble se stabiliser, au moins pour la majorité, à une forme tétraédrique classique et décrite par de nombreux auteurs. Il existe encore ici une grande variété de formes dont Klebs (1893),

Hovasse et Joyon (1960) ont déjà donné quelques images. Notons que les formes triangulaires, renflées, à trois cornes, sont pratiquement aussi nombreuses que les formes tétraédriques à quatre cornes.

Chaque zoospore est pourvue d'un flagelle unique fonctionnant comme tractelle, épais, à mouvements lents et peu actifs. Nous avons pu observer, exceptionnellement, des zoospores à deux flagelles, l'un étant normal, l'autre beaucoup moins développé et de longueur très variable.

L'ensemble de la cytologie de la zoospore diffère peu de celle de la cellule coloniale. Le plaste, moins développé est représenté par une lame faiblement incurvée, mais toujours pourvue de son pyrénioïde (fig. 5). Le chondriome, après les divisions successives, apparaît moins ramifié, souvent représenté par des formes en bâtonnets. Les réserves, en particulier lipidiques, sont peu abondantes.

Les modifications essentielles sont dues à la présence du blépharoplaste. Celui-ci joue un rôle d'induction et d'attraction aisément mis en évidence, grâce aux comparaisons faciles avec la cellule non flagellée.

Le blépharoplaste du flagelle est flanqué latéralement et en contiguité d'un deuxième organite, perpendiculaire généralement non flagellé et sans doute induit par le premier. Nous savons par des observations réalisées en microscopie optique que cette deuxième formation peut exceptionnellement donner naissance à un flagelle de longueur très variable. A partir de cette région blépharoplastique, naissent, aux dépens de corps osmiophiles, des rubans constitués de fibrilles tubulaires parallèles. Ces fibres restent très périphériques et s'engagent peut-être dans les cornes de la zoospore. Elles paraissent se terminer librement au sein du cytoplasme (pl. 7 b et fig. 6). Leur nombre est difficile à établir avec certitude par le seul examen des coupes ultra-minces ; il est faible, sans doute de deux ou trois.

Il existe encore deux fins rubans, contigus à la surface nucléaire ainsi qu'à celle du blépharoplaste du flagelle et assurant ainsi une sorte de lien entre les deux organites. Ils semblent assurer entre eux une cohésion solide par leur parcours en contiguité avec les surfaces du blépharoplaste et de la membrane nucléaire et une attraction sur le noyau qui s'étire en cône vers la base du flagelle. Ils provoquent, par ailleurs, une orientation et une condensation de l'appareil de Golgi à leur surface. Les dictyosomes, épars à la surface du noyau dans la cellule coloniale, viennent en effet se grouper sur chacun des rubans pour ne former que deux paquets bien développés, donnant le double parabasal facile à observer en microscopie optique (fig. 5) où ils présentent un aspect en « moustaches de Gaulois » très caractéristique. L'ensemble des propriétés présentées par ces fibres reliant la base du flagelle au sommet du noyau et supportant l'appareil de Golgi, nous permet de les assimiler, malgré l'absence de périodicité, à des fibres para basales.

En plus de ces modifications, introduites par l'apparition de la cinétide, il faut signaler l'existence dans la région aplastidiée et périphérique de la zoospore d'un grand nombre de corps mucifères dont la structure a été décrite à propos de la cellule coloniale (pl. 7 b).

Nous avons pu suivre le devenir de la zoospore, en mai 1962, à une époque où l'émission était particulièrement intense. Il était alors facile d'en récolter de grandes quantités en plaçant un filet à plancton dans le torrent ; nous récoltions également des diatomées, des morceaux de colonies altérées, des kystes, un *Mallomonas*, etc. Nous avons pu obtenir la fixation et le début de la formation de la colonie en plaçant des lames de verre dans le lit du torrent en des endroits bien exposés et perpendiculairement au courant. Les zoospores sont entraînées par l'important courant du torrent, 150 cm/s en moyenne (Pelletier et Joyon) ; leurs propres mouvements flagellaires, très lents, paraissent insignifiants par rapport à cette force et incapables de jouer un rôle quelconque. Elles sont alors projetées, au hasard, sur la surface des pierres et plus particulièrement sur les faces à contre-courant où elles se fixent et se développent toujours en plus grand nombre.

Cette fixation semble favoriser par une abondante sécrétion de gelée à la périphérie de la cellule et plus particulièrement à son pôle aplastidié. Elle se fait d'une manière quelconque, au hasard, souvent sur un côté. Les « cornes » s'allongent considérablement en même temps qu'elles s'amincissent, puis finissent par disparaître. Il reste alors une cellule arrondie qui s'enveloppe d'une abondante gelée tandis que son plaste s'oriente progressivement vers la

lumière (fig. 7). La division de cette cellule ne semble pas immédiate, mais se réalise après plusieurs heures, temps pendant lequel la taille de la cellule a particulièrement augmenté.

Après ces divisions, on passe progressivement à des stades à deux, puis à trois, etc., cellules (fig. 7), tels que les a déjà, en partie, observés Rostafinski (1882). Il nous a semblé que certaines cellules donnaient d'abord naissance à une palmella avant de former une colonie. Au cours de ce cycle, aucun processus sexuel ne se manifeste.

II. — DINOBYRON DIVERGENS

Les *Dinobryaceae* ont été l'objet d'importants travaux morphologiques qui ont permis de débrouiller une systématique particulièrement ardue. L'écologie de *Dinobryon divergens* est également connue grâce aux études de Ruttner, Pearsall, Hutchinson, Rhode (cités dans Bourrelly, 1957). Les observations cytologiques sont, par contre, réduites ; Bourrelly a étudié la nature et la structure de la loge (1957) dont la sécrétion avait été observée par Krieger (1930) ; Petersen (cité dans Bourrelly, 1957) a précisé la nature des flagelles ; quelques observations cytologiques enfin sont rapportées dans les travaux de Geitler (1935), Hovasse (1949) et Bourrelly (1957).

Nous avons trouvé régulièrement *Dinobryon divergens* en abondance, au printemps, dans une mare de la région clermontoise.

L'absence d'une description cytologique précise d'un *Dinobryon* tient sans doute à la fragilité de ces organismes. Sortis de leur milieu naturel, les cellules s'altèrent rapidement, quittent par amœboïsme leur loge après perte des flagelles et se désagrègent. Les fixations sont toujours délicates.

Nous avons obtenu de bons résultats avec des fixateurs osmiés ; la fixation est rapide, suivie d'un frottis sec ; les imprégnations à l'acide osmique nous ont également fourni quelques belles préparations.

GÉNÉRALITÉS.

Chaque cellule allongée dans sa loge est formée de deux parties, l'une basale tronconique qui se termine postérieurement par le pédoncule de fixation, l'autre antérieure qui est une languette moins épaisse, souvent incurvée sur une face. Le flagelle, long et pleuronématé, longe cette dépression et vient s'insérer postérieurement vers la naissance de l'élargissement cellulaire (fig. 8). Le deuxième flagelle, court et nu, s'insère, au contraire, sur la portion la plus antérieure de la cellule. Quelquefois, ces deux blépharoplastes se rapprochent, deviennent même contigus, la cellule ayant alors une forme moins allongée.

Chaque cellule enferme un gros noyau médian. En arrière de celui-ci, se trouve une importante balle de leucosine, avec, en avant, un corps de Golgi volumineux, long de deux microns environ et bien visible *in vivo*. Au voisinage de l'appareil de Golgi, se trouvent deux vacuoles pulsatiles. Il existe encore deux plastes pariétaux, l'un très long, est une sorte de ruban légèrement enroulant qui se termine dans la région la plus antérieure du Protiste. Il est alors déprimé en gouttière et porte, à son sommet, un stigma tantôt en croissant ou circulaire, ou encore en S, comme l'a déjà noté Haye (1930). Le deuxième, beaucoup plus court, est représenté par une lame postérieure. Il existe encore de volumineuses plaquettes mitochondriales, comparables à celles observées par Hovasse, chez *Dinobryon sertularia* (1949), des gouttelettes lipidiques généralement localisées dans la région postérieure au noyau et de nombreux corps mucifères antérieurs tels qu'ils ont été décrits par Chadefaud (1936) et par Bourrelly (1957).

MEMBRANE CELLULAIRE.

Elle est réduite à la seule membrane plasmatique sans aucune différenciation interne ou externe (pl. 8, pl. 9). Sa surface est ondulée, sans forme rigoureusement établie ; il n'y a pas de goulot flagellaire. Dans la région antérieure, on trouve une grande quantité de vésicules dont la taille très variable est en moyenne de 0,3 micron ; elles enferment des vésicules plus

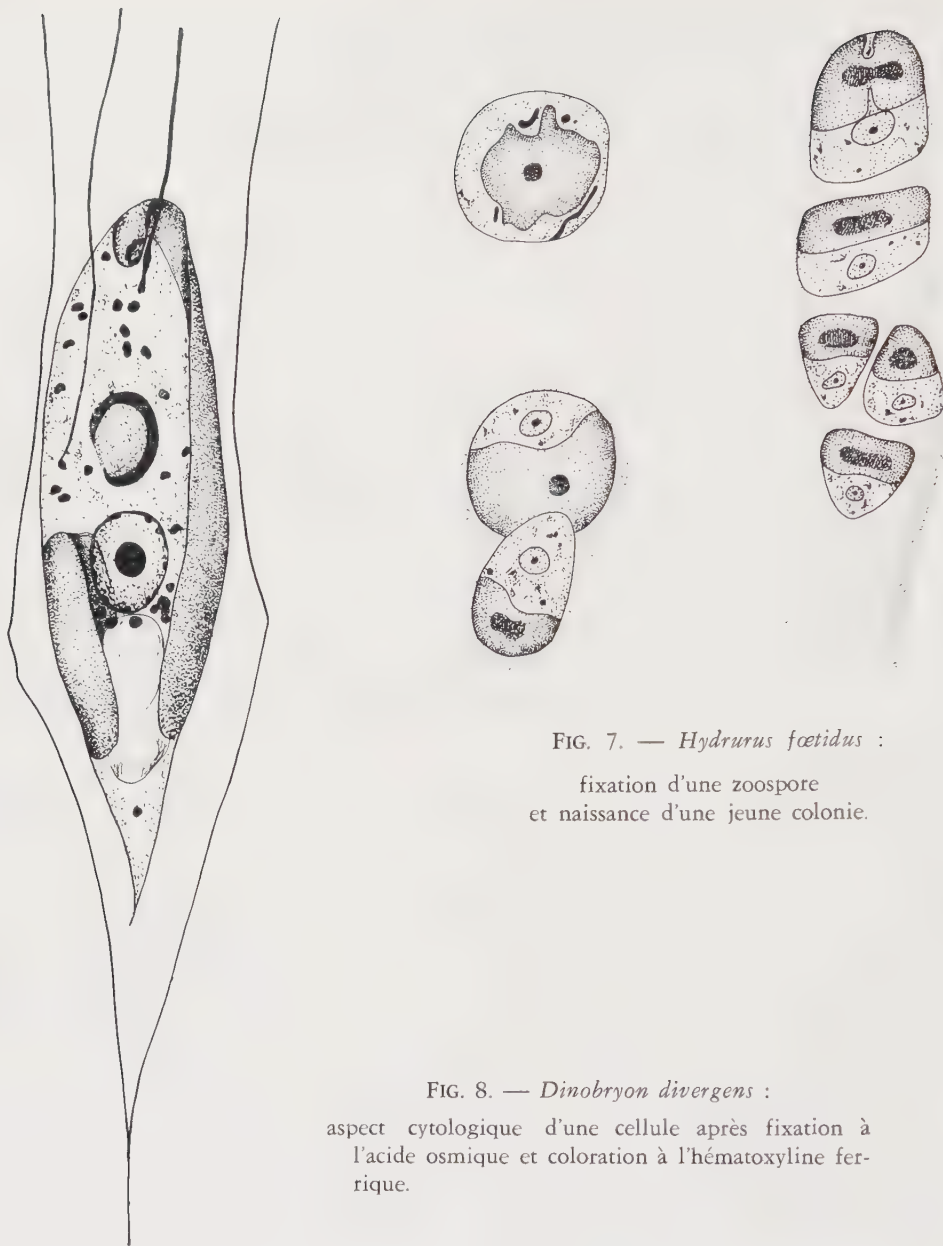


FIG. 7. — *Hydrurus foetidus* :
fixation d'une zoospore
et naissance d'une jeune colonie.

FIG. 8. — *Dinobryon divergens* :
aspect cytologique d'une cellule après fixation à
l'acide osmique et coloration à l'hématoxyline fer-
rique.

petites ou des granulations et correspondent aux corps mucifères de la microscopie optique ; elles sont tout à fait comparables aux organites décrits dans la zoospore d'*Hydrurus foetidus*.

CINÉTIDE.

L'éloignement quasi constant des blépharoplastes semble être assez exceptionnel chez les Flagellés. Nous n'avons pas trouvé de fibre unissant leur base. Latéralement à ces organites s'organisent, aux dépens de zones osmiophiles denses, des rubans de fibrilles parallèles et jointives, d'un diamètre d'environ 150 Å ; elles paraissent très comparables aux formations décrites ci-dessus dans la zoospore d'*Hydrurus foetidus* ; elles se dirigent vers la région postérieure et périphérique du Protiste.

Chaque blépharoplaste sert d'insertion à un flagelle et s'ouvre, par sa région interne

profonde, sur un cytoplasme granuleux et osmiophile. Le flagelle antérieur s'insère, comme nous l'avons décrit ci-dessus, près du stigma. A ce niveau, l'extrémité du plaste et le cytoplasme sous-jacent forment une petite cupule à la surface cellulaire (pl. 9 b). L'importance de cette fossette semble très variable. Le flagelle, qui sort immédiatement en arrière de cette dépression, porte sur ses fibrilles externes une masse demi-sphérique, logée dans sa gaine et qui fait saillie dans la niche plastidiale, placée en vis-à-vis (pl. 9 b, pl. 8). Cette localisation nous permet d'assimiler cette formation à un photocepteur. Il apparaît formé d'une région basale, finement granuleuse et d'une région proximale, à vésicules de plus grande taille (pl. 9 c). Il existe ainsi une coaptation particulièrement précise entre stigma et photocepteur.

Le flagelle long et pleuronématé porte deux rangées régulières de mastigonèmes dont nous n'avons pas pu préciser l'origine exacte.

APPAREIL DE GOLGI.

L'appareil de Golgi se développe au voisinage de l'insertion du flagelle pleuronématé sans présenter, pour autant, une attraction ou une orientation vers la base de son blépharoplaste. Il faut, toutefois, remarquer qu'il existe souvent deux ou trois feuilletts qui paraissent détachés du corps golgien et viennent jusqu'à la base du blépharoplaste. L'activité sécrétrice de l'organite se traduit, en microscopie optique par une abondante zone chromophobe (fig. 8), orientée obliquement vers la région postérieure et externe de la cellule.

Nous ne retrouvons pas, à son contact, de formation fibreuse assimilable à une fibre parabasale. Ce dictyosome libre conserve néanmoins toutes les caractéristiques morphologiques classiques des parabasaux d'autres Chrysomonadines, en particulier par l'abondance de ses feuilletts, dont le nombre peut s'élever jusqu'à quinze, et surtout par le grand nombre de ses vésicules golgiennes qui traduisent une activité sécrétrice intense (pl. 9 a, pl. 8). Les images obtenues en microscopie électronique suggèrent une possible excretion, la plupart des vésicules golgiennes dilatées venant se loger immédiatement sous la membrane cellulaire.

CHONDRIOME.

Il est représenté par de courtes mitochondries en plaquettes ou globuleuses, d'un diamètre moyen de 1 micron (fig. 8 et fig. 9 a). Elles se rencontrent dans l'ensemble du cytoplasme, mais sont plus abondantes dans la région antérieure et périphérique. Elles répondent au type tubulaire fréquent chez de nombreux Protistes, sont assez riches en tubes et ont leur stroma dépourvu d'inclusions (pl. 8, pl. 9 a).

PLASTIDOME.

Chaque plaste est entouré d'une membrane double, épaisse d'environ 130 Å. Le stroma plastidial est pauvre en lipides sauf en petites gouttelettes qui s'intercalent sur le trajet des disques. Ceux-ci sont groupés par cinq ou six, formant ainsi une dizaine de lames orientées selon le grand axe du plaste et du Protiste. Le nombre de disques varie à l'intérieur de chaque unité par adjonction ou arrêt sur des gouttelettes lipidiques. Il existe également des disques passant latéralement d'un système à l'autre ou encore des figures de dichotomie. Nous ne rencontrons, pas plus qu'en microscopie optique, de région assimilable à un pyrénoloïde.

Le stigma est constitué de grains de caroténoïdes assez irréguliers et disposés en une seule couche, parfois compliquée vers la région interne par l'existence de vésicules de plus petite taille (pl. 8).

Vers l'extérieur, ce stigma est entouré de plusieurs disques qui le séparent nettement de la membrane plastidiale (fig. 8). Dans la région moyenne de la cellule, le noyau se trouve contigu aux deux formations plastidiales. On voit alors le feuillet externe de sa membrane envoyer deux prolongements qui enveloppent et doublent extérieurement la membrane plastidiale (pl. 8).

Nous retrouvons donc, comme chez *Ochromonas danica*, décrit par Gibbs (1962 a) et comme chez *Hydrurus foetidus*, décrit ci-dessus, une enveloppe périplastidiale d'origine nucléaire et assimilable à une formation ergastoplasmique. Nous ne rencontrons, par contre, jamais de vésicule ou tubule intercalés dans l'espace libre réalisé entre le noyau et la surface des plastes tels qu'ils ont été décrits dans les espèces précédentes.

NOYAU.

Il présente une structure très comparable à celle décrite ci-dessus, chez *Hydrurus foetidus*. Le centre en est occupé par un volumineux nucléole et il existe également des grains de chomatine périphérique (fig. 8). Il est entouré d'une classique membrane double, poreuse, qui, hors des sacs plastidiaux, ne semble pas donner naissance à beaucoup de formations ergastoplasmiques par son feuillet externe.

La division de ce Protiste reste inconnue.

ERGASTOPLASME.

Cette faible « sécrétion » d'ergastoplasme à partir du noyau explique sans doute sa relative rareté au sein du cytoplasme. On rencontre, par contre, de nombreux ribosomes libres souvent associés en petits paquets.

VACUOME.

La vacuole postérieure, impaire, à leucosine présente une ultrastructure très comparable à celle décrite chez *Hydrurus foetidus*, avec une fine membrane enveloppante, pourvue également de petits épaisissements de nature inconnue. L'intérieur est, par contre, beaucoup plus riche en précipitations sans structure définie et de nature inconnue.

Le genre *Dinobryon* est caractérisé par deux vacuoles contractiles équatoriales que nous retrouvons, en microscopie électronique, au voisinage des vésicules golgiennes dilatées et périphériques (fig. 9 a). Leur étude ne nous apporte pas de détail nouveau par rapport à la structure décrite chez *Hydrurus foetidus*.

Le cytoplasme enferme encore de grosses gouttelettes lipidiques localisées le plus souvent dans la région postérieure au noyau. Nous avons quelquefois rencontré des bactéries symbiotes ou parasites dans la région antérieure du Protiste (pl. 9 a).

LOGE.

La loge cellulosique et pectique (Bourrelly, 1957) est sécrétée pendant des mouvements spiralés de la cellule (Krieger, cité par Bourrelly, 1957) et il est possible, après action de la potasse et coloration au rouge Congo de mettre en évidence des stries hélicoïdales à sa surface (Bourrelly, 1957). Les études au microscope électronique, soit sur frottis, soit sur coupes, ne permettent pas de retrouver cette structure ou même une ondulation de surface. Elles montrent seulement que l'ensemble d'épaisseur constante est formé de fines couches concentriques, comparables aux structures décrites dans des formations de nature cellulosique.

III. — CYTOLOGIE COMPARÉE DES CHRYSOMONADINES

Il a été réalisé, en microscopie électronique, un nombre relativement élevé d'observations portant sur des Chrysomonadines de genres très différents, répartis dans les Ordres suivants de la classification de Bourrelly :

Ordre des Phaeoplacales : *Stichochrysis* sp. (Giraud, 1962).

Ordre des Ochromonadales :

f. des Ochromonadaceae : *O. danica* et *O. malhamensis* (Gibbs, 1962 a, 1962 d, 1962 e).
Uroglena volvox (Joyon, inédit).

f. des Dinobryaceae : *Dinobryon divergens* (Joyon).
Poteriochromonas stipita (Wolken et Palade, 1953, Gibbs, 1962 e).

f. des Synuraceae : *Synura caroliniana* (Manton, 1955).
Synura petersenii (Joyon, inédit).
Paraphysomonas vestita (Manton et Leedale, 1961).

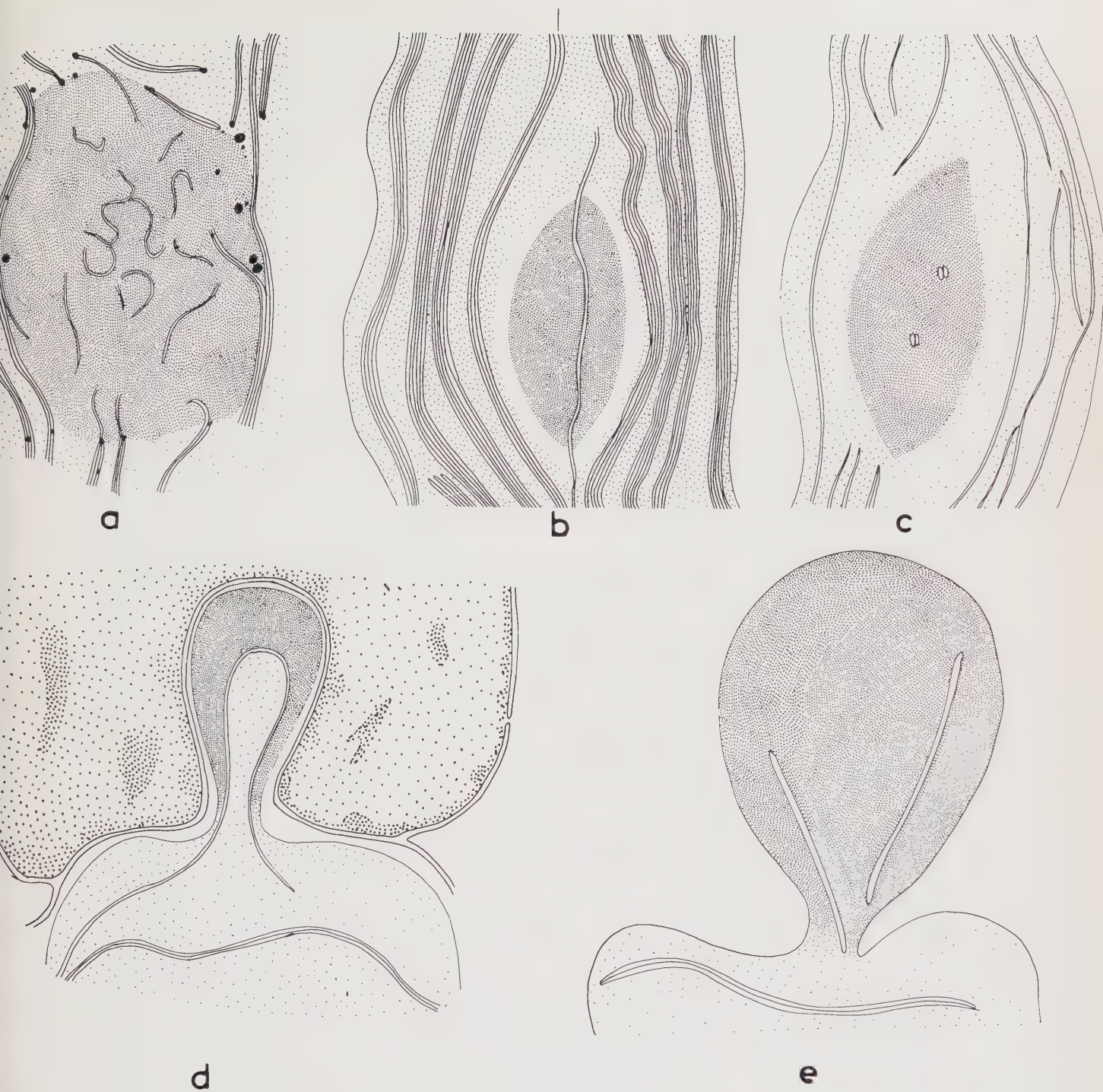


FIG. 9. — Différents types de pyrénoides chez les Chrysomonadines :

- a) *Hydrurus foetidus*.
- b) *Stichochrysis* sp. redessiné d'après Giraud (1962).
- c) *Chrysochromulina strobilus* d'après des micrographies de Parke, Manton et Clarke (1959).
- d) *Chrysochromulina chiton* (Ibid., 1958).
- e) *Chrysochromulina kappa* d'après des micrographies de Manton et Leedale (1961).

Ordre des Isochrysidales :

f. des Prymnesiaceae :

Chrysochromulina minor et *kappa* (Manton et Leedale, 1961 a).

Chrysochromulina polylepis (Manton et Parke, 1962).

Chrysochromulina parva (Parke, Lund et Manton, 1962).

C. kappa, *C. minor* et *brevifilum* (Parke, Manton et Clarke, 1955).

C. chiton (Parke, Manton et Clarke, 1958).

C. strobilus (*ibid.*, 1959).

C. pringsheimii (*ibid.*, 1962).

Ordre des Chromulinales.

f. des Chromulinaceae : *Chromulina psammobia* (Fauré-Frémiet et Rouiller, 1957, Rouiller et Fauré-Frémiet, 1958).

f. des Hydruracea : *Hydrurus foetidus* (Hovasse et Joyon, 1957, Hovasse et Joyon, 1960).

Ordre des Craspédomonadales :

Codonosiga botrytis (Fjordingstad, 1961).

L'ensemble de ces observations a permis d'acquérir déjà d'importantes connaissances cytologiques sur l'ensemble de ces Protistes. Elles ne sauraient pour autant être complètes et définitives, ne s'adressant encore qu'à un nombre trop limité d'espèces pour rendre compte de la très grande diversité de ce groupe. Notons encore que les études réalisées en microscopie optique ne doivent pas être abandonnées, certains domaines, comme le caryocinèse ou la cytochimie étant très insuffisamment connus.

MEMBRANE CELLULAIRE.

La membrane cellulaire des Chrysomonadines est toujours représentée par la seule fine double membrane plasmique, dépourvue d'armature fibrillaire telle qu'elle existe fréquemment chez de nombreux Protozoaires. Il n'y a pas de goulot permanent comparable à celui des Eugléniens ou Cryptomonadines.

A la surface de cette membrane, viennent s'ouvrir des vésicules. D'un point de vue général, elles peuvent toutes s'identifier aux corps mucifères de la microscopie optique bien que cet ensemble corresponde, comme l'a montré Bourrelly (1957), à une série d'organites très complexe. Dans la cellule normale coloniale d'*Hydrurus foetidus*, nous avons mis en évidence une série de petites vésicules qui viennent s'ouvrir en surface ; ces formations ne paraissent pas assimilables à des organites explosifs ou du moins éjectables en totalité, mais correspondent à une sorte de sécrétion responsable de l'élaboration de la gelée.

Dans la région antérieure de la plupart des cellules de Chrysomonadines (zoospore d'*Hydrurus*, *Dinobryon divergens*, *Synura petersenii*, *Uroglena volvox*) existent une grande quantité de vésicules beaucoup plus grandes et plus compliquées, que nous assimilons aux corps mucifères colorés en bleu franc par le bleu de crésyl et éjectables en totalité à la surface de la cellule. Ils représentent donc la forme la plus simple réalisée dans la série des organites explosifs des Chrysomonadines ; il est probable que, dans les formes plus compliquées, comme les discobolocytes, apparaît une structure mieux définie.

Nous ne serons pas affirmatifs sur l'origine de ces différentes vésicules. L'examen d'un grand nombre de clichés d'*Hydrurus foetidus* et certains caractères histochimiques rendent son origine golgienne probable. La sécrétion de la gelée est essentiellement active au pôle aplastidié de la cellule, fait qui plaide également en faveur de notre hypothèse. Malheureusement, il faut reconnaître que la localisation des corps mucifères ne présente pas toujours des rapports de contiguité avec l'appareil de Golgi (corps mucifères répartis sur toute la surface de la cellule chez de nombreuses Chromulinales à Golgi antérieur ou opposé à cet organite, comme chez *Uroglena lindii*, par exemple). Si ces différentes séries relèvent effectivement d'une origine golgienne, il faut alors admettre qu'elles effectuent d'importantes migrations au sein de la cellule.

Nos connaissances sur la sécrétion de certaines ornements siliceuses de la surface des Chrysomonadines est également très succincte. Des observations réalisées sur *Chrysochromulina strobilus* (Parke, Manton et Clarke, 1959), *Paraphysomonas vestita* (Manton et

Leedale, 1961) et *Chrysochromulina polylepis* (Manton et Parke, 1962) montrent que les écailles ont une origine vacuolaire endogène. Nous avons retrouvé de telles vacuoles périphériques, enfermant une écaille chez *Synura petersenii*. Nous ignorons encore quelle est l'origine de la vacuole et le mode exact de sécrétion de l'écaille siliceuse.

Nous ne possédons pas non plus beaucoup de renseignements sur la genèse des kystes. Nous avons montré avec Hovasse (1957) qu'il existait une croissance de l'ornementation du kyste d'*Hydrurus foetidus* et des vésicules à la périphérie de cet anneau.

CINÉTIDE.

Chez les Chrysomonadines, les flagelles sont de deux types, les uns pourvus de mastigonèmes, disposés selon deux rangées, les autres nus. Les observations réalisées au microscope électronique confirment l'existence de ces expansions, sans nous renseigner sur leur origine exacte, faute de clichés à très haute résolution.

Blépharoplastes et flagelles répondent aux schémas classiques, établis pour l'ensemble des cellules ciliées mais n'ont pas fait l'objet d'études assez précises pour être comparés, en détail, à certaines structures fines décrites chez d'autres organismes (Afzelius, 1959, 1960 ; Gibbons, 1960, 1961 ; Gibbons et Grimstone, 1960 ; André, 1961 ; Lansing et Lamy, 1961 ; Noiroth-Thimothée, 1953, 1960 ; Cheissin et Mossevitch, 1962 ; etc.).

Les études réalisées sur deux chromulinales, *Chromulina psammobia* (Fauré-Frémiet et Rouiller, 1957, Rouiller et Fauré-Frémiet, 1958) et *Hydrurus foetidus* (Joyon) montrent qu'elles possèdent un deuxième blépharoplaste pourvu ou non d'un flagelle réduit ; ces observations confirment remarquablement l'hypothèse phylétique selon laquelle le type ancestral chrysophycéen posséderait deux flagelles, les formes apparemment uniflagellées représentant une évolution régressive.

De l'un des blépharoplastes peut partir une fibre para basale ou rhizoplaste qui se dirige vers le sommet du noyau. L'aspect de cette formation diffère selon les espèces. Chez *Synura caroliniana* (Manton, 1955), il s'agit d'un cône fibreux dont chaque racine présente une périodicité ; cette formation, issue du blépharoplaste, se dirige vers le sommet du noyau sans que nous possédions de renseignements précis sur les rapports de ses extrémités avec ces organites ; chez *Chromulina psammobia* (Fauré-Frémiet et Rouiller, 1957, Rouiller et Fauré-Frémiet, 1958), il existe une sorte de ruban impair qui relie blépharoplaste et noyau et présente une périodicité oblique de 425 Å. Dans les deux cas, l'appareil de Golgi est représenté par un appareil parabasal accolé à la surface de cette racine.

Chez *Paraphysomonas vestita*, il existe des fibres discrètes, reliant la base du blépharoplaste et le sommet du noyau (Manton et Leedale, 1961). Dans la zoospore d'*Hydrurus foetidus*, nous avons décrit deux rubans, non périodiques, qui prennent naissance latéralement au blépharoplaste sans présenter de soudure avec ce dernier. A l'opposé, ce système présente un trajet contigu à la surface nucléaire, sans liens apparents le réunissant à celle-ci.

Cette simple contiguité de cette fibre par ses deux extrémités assure pourtant, comme l'ont déjà remarqué Rouiller et Fauré-Frémiet, chez *Chromulina psammobia* (1958), une cohésion suffisante pour provoquer et maintenir un étirement du sommet du noyau vers la base du blépharoplaste.

L'étude de la Chrysomonadine *Hydrurus foetidus* nous a permis de comparer une cellule aflagellée à sa zoospore et de voir quelles modifications cytologiques apparaissent avec la mise en place d'un blépharoplaste. Celui-ci paraît jouer un rôle d'organisateur et d'inducteur de formations protéiques. C'est seulement en sa présence que peuvent apparaître un deuxième blépharoplaste, des fibres tubulaires parallèles et périphériques (*Hydrurus foetidus*, *Dinobryon divergens*, *Paraphysomonas vestita*), des fibres parabasales. Ces dernières provoquent, à leur tour, une condensation et une orientation de l'appareil de Golgi qui vient s'accoler à leur surface.

Parke et Collaborateurs ont pu observer, en microscopie électronique, la curieuse formation que représente l'haptonema des *Chrysochromulina* (1959, 1962). Cette formation diffère nettement des cils ou flagelles par ses membranes emboîtées et par une disposition et un nombre de fibres internes, non conforme au schéma classique des organes vibratils. On sait que ces fibres internes pénètrent en une racine intracellulaire, ancrée par des brides

perpendiculaires dont certaines semblent se fixer à la surface du plaste. La région la plus profonde, bien que non connue avec certitude, ne semble pas différer des autres niveaux et, en aucun cas, se spécialiser en un organite générateur assimilable à un blépharoplaste.

Le photocepteur est connu chez les Chrysomonadines depuis les observations d'Hovasse sur *Synura uella* (1949). Il a été depuis retrouvé chez de nombreuses espèces (*Synura*, *Mallomonas*) par différents auteurs (se reporter à Bourrelly, 1957). Jusqu'à maintenant, il avait été décrit chez des espèces astigmatées et on lui accordait un rôle photosensible. Avec *Dinobryon divergens*, nous montrons qu'il peut coexister avec le stigma et même présenter une coaptation très précise avec ce dernier. Cette coaptation ultrastructurale rappelle par une curieuse convergence, celle qui existe chez les Euglénien. Il nous a paru qu'une association comparable existait aussi chez *Uroglena volvox* et *Synura petersenii*. Il est possible que le flagelle court et interne de *Chromulina psammobia*, décrit par Fauré-Frémiet et Rouiller (1957) et le flagelle récurrent de la spore de *Fucus*, décrit par Manton (1956), présentent des caractères morphologiques et physiologiques comparables à la formation observée chez *Dinobryon divergens*. Dans tous les cas, il y a coaptation au niveau du stigma et présence d'un renflement de la gaine flagellaire enfermant alors un matériel osmiophile. Très récemment, Gibbs (1962 d) a également observé un renflement de la base du flagelle court d'*Ochromonas danica* et présentant un rapport étroit avec le stigma. Il s'agit vraisemblablement d'un photocepteur.

APPAREIL DE GOLGI.

Il se présente soit sous la forme d'un ou de plusieurs dictyosomes libres et périnucléaires, soit sous la forme d'un ou de deux parabasaux, axés vers la base des blépharoplastes par une ou deux fibres parabasales. Nous avons montré dans la cellule d'*Hydrurus foetidus* comment pouvait s'effectuer le passage de l'une à l'autre forme. L'orientation de l'appareil de Golgi vers la base des blépharoplastes ne s'effectue qu'en présence de la fibre parabasale ; chez *Stichochrysis* (Giraud, 1962), forme palmelloïde, dépourvue de zoospore, l'appareil de Golgi est représenté par des dictyosomes ; chez *Dinobryon divergens* et diverses Chrysochromulines, il existe un dictyosome unique, non polarisé vers la base du flagelle en l'absence de fibre parabasale.

Parabasal ou dictyosome présentent une grande analogie ultrastructurale, essentiellement caractérisée par l'abondance de leurs vésicules qui traduisent une importante activité sécrétrice.

CHONDRIOME.

Les mitochondries des Chrysomonadines sont généralement globuleuses ou en plaquettes (*Synura*, *Dinobryon*, *Uroglena*, *Heterochromonas*, etc.) exceptionnellement en rameaux épais, flexueux et anastomosés dans le genre *Hydrurus*. Leur ultrastructure est, dans tous les cas, très comparable, du type tubulaire, généralement assez pauvre en digitations internes.

PLASTIDOME.

Wolken et Palade (1955) signalent les premiers l'hétérogénéité des lamelles du plaste de *Poteriochromonas stipita* qui se résolvent en une bande médiane sombre, juxtée de deux bandes plus claires. Les études de Gibbs (1962 a), Giraud (1962) et nous-même montrent que les lamelles sont constituées d'un nombre plus ou moins grand de disques accolés. Fréquemment, l'association se fait par paires et donne les images triples observées par Wolken et Palade (1955). Mais ce type ne représente nullement une règle, ni pour l'ensemble du plastidome des Chrysomonadines, ni pour le plaste d'une espèce donnée, le nombre et l'agencement des disques étant en rapport avec la physiologie du Protiste.

Chez *Hydrurus foetidus*, par exemple, on peut trouver des formes à paquets de 6, 7 ou 8 disques accolés ou d'autres au contraire dans lesquelles l'association par paires est de règle.

Chez *Dinobryon*, *Synura*, *Uroglena*, le nombre des lamelles nous a paru assez stable, voisin de 10, chacune étant constituée de 2 à 8 disques accolés. Nous n'avons jamais pu mettre en évidence de continuité entre la membrane plastidiale externe et les disques.

Tous les plastes des Chrysomonadines paraissent logés dans un sac, issu du feuillet

externe de la membrane nucléaire. Cette particularité avait été signalée par Manton et Leedale, chez *Chrysochromulina ericina* et *C. minor* (1961 a et 1961 c). Une telle membrane, externe au plaste, se retrouve sur les clichés de Rouiller et Fauré-Frémiet de *Chromulina psammobia* (1958) et de Giraud sur *Stichochrysis* sp. (1962). Certaines associations entre plaste et noyau, décrites chez différentes Chrysomonadines et en particulier l'intrication très particulière du pyrénioïde de *Chrysochromulina kappa* dans une gouttière nucléaire (Manton et Leedale, 1961) sont vraisemblablement provoquées par cette structure. On doit à Gibbs (1962 a) une interprétation précise de ces faits. Nous avons, personnellement, retrouvé cette association chez *Hydrurus foetidus*, *Dinobryon divergens*, *Synura petersenii* et *Uroglena volvox*. Entre les surfaces opposées du noyau et du plaste, restent souvent emprisonnées des formations ergastoplasmiques issues du feuillet externe de la membrane nucléaire.

L'importance de ces formations semble en rapport avec l'activité productrice d'ergastoplasme de la membrane nucléaire. Chez *Synura petersenii*, nous avons trouvé des piles de saccules ergastoplasmiques, collés à la surface du plaste.

Le pyrénioïde n'est pas une formation constante chez les Chrysomonadines. Il a été étudié, chez différentes Chrysochromulines, par Parke, Manton, Leedale et Clarke (*C. minor*, *C. kappa*, *C. parva*, *C. strobilus*, *C. polylepis*), chez *Stichochrysis* sp. par Giraud (1962) chez *Olisthodiscus* sp. par Gibbs (1962 b) et chez *Hydrurus foetidus* par nous-même. Il présente une localisation très différente selon les espèces. Chez *Chrysochromulina strobilus*, *ericina* et *polylepis*, chez *Stichochrysis* sp. il occupe le centre d'un plaste allongé, place comparable au pyrénioïde de certains Eugléniens, *Euglena gracilis* par exemple. Chez *Hydrurus foetidus*, il centre un plaste à tendance sphérique et confère à l'ensemble une structure rayonnante, assez particulière. Chez *Chrysochromulina minor*, *kappa* et *chiton*, il est excentrique, voir même pédonculé. Chez *C. kappa*, ce pyrénioïde se loge curieusement dans une gouttière nucléaire.

A l'opposé de ces variations dans leur localisation, les pyrénioïdes présentent une très grande parenté ultrastructurale. Il s'agit toujours d'une portion intégrante du plaste, différenciée avec un stroma abondant et osmiophile, possédant un nombre de disques internes très réduit, parfois difficiles à retrouver. Exceptionnellement, ce nombre reste assez élevé chez *Hydrurus foetidus*. Les disques qui pénètrent à l'intérieur du pyrénioïde sont généralement isolés, rarement associés par paires. Leur continuité avec les disques plastidiaux ne fait aucun doute.

A la périphérie du pyrénioïde, se condensent souvent des gouttelettes lipidiques mais jamais de plages de leucosine, comparables aux calottes amylières des algues vertes, sauf peut-être chez *Stichochrysis* sp. (Giraud, 1962) et chez *Ochrosphaera neapolitana* (Magne, 1952).

Le stigma représente une autre différenciation plastidiale. Il a été décrit, chez *Chromulina psammobia* (Fauré-Frémiet et Rouiller, 1957, Rouiller et Fauré-Frémiet, 1958) et chez *Dinobryon divergens* (Joyon). Il est, dans les deux cas, constitué d'une couche de saccules de caroténoïdes, de taille assez irrégulière.

Nous ne possédons encore qu'une seule observation sur les Chrysomonadines décolorées et ne savons pas toujours ce que représente la « bandelette buccale » décrite chez de nombreuses formes. Hollande a fait remarquer que cette formation pouvait représenter, soit un appareil parabasale, soit un leucoplaste (1952). Chez *Paraphysomonas vestita*, Manton et Leedale ont montré (1961) qu'il s'agissait d'un parabasale.

NOYAU.

Cet organite reste très mal connu chez les Chrysomonadines, d'une part parce que les observations réalisées en microscopie optique sont insuffisantes, d'autre part parce que le microscope électronique ne nous renseigne guère que sur sa double membrane externe. Celle-ci est toujours abondamment perforée et donne naissance, à partir de son feuillet externe, à une plus ou moins grande quantité de formations ergastoplasmiques.

On ne connaît pas beaucoup d'exemples de divisions chez les Chrysomonadines. Celle que nous avons observée, chez *Hydrurus foetidus*, ne saurait être comparée ni à celle de *Rhizochrysis scherffeli* et *Ochromonas granularis* décrites par Doflein (1917, 1929), ni à celle

d'*Antophysa vegetans* décrite par Docquier (1913). Elle rappelle beaucoup plus, malgré l'absence de flagelle, la division de *Synura uvella* décrite par Hovasse (1949).

ERGASTOPLASME ET VACUOME.

L'abondance de l'ergastoplasme chez les Chrysomonadines est remarquable. Certaines figures nous prouvent qu'il existe des communications fréquentes entre différentes formations et réalisation d'un important réseau intracellulaire. Les contacts avec la membrane cellulaire sont fréquents. Les vacuoles à leucosine peuvent être considérées comme des dilatations de certaines cisternes. Il semble enfin exister des rapports avec la vacuole pulsatile. Rappelons que le sac enveloppant le plaste peut être considéré comme une formation ergastoplasmique ; il joue vraisemblablement un rôle de transport de polysaccharides synthétisés dans le plaste vers les vacuoles à leucosine où ils se condensent.

Les vacuoles pulsatiles des Chrysomonadines apparaissent toujours simples, dépourvues d'un cortex compliqué tel qu'il existe, par exemple, chez les Ciliés ou Amibiens ; elle est simplement entourée de quelques tubules courts et lisses, permanents et présentant quelques rapports avec les formations ergastoplasmiques classiques.

Les cellules des Chrysomonadines présentent donc, dans leur ensemble, de grandes homologues ultrastructurales, en particulier par certains organites comme le plaste, l'appareil de Golgi et le chondriome. Il n'existe pas d'organite particulier et spécifique du groupe comme c'est le cas chez d'autres Ordres de Flagellés ; l'haptonema, par exemple, ne se rencontre que dans un nombre bien limité de formes. La cinétide reste très simple, dépourvue de racines ciliaires compliquées et varie d'une forme à une autre.

Ces caractères confirment donc que cette cellule est peu évoluée, capable de variations dont il n'a été fait encore, en microscopie électronique, qu'un très succinct inventaire.

VOLVOCALES

Ce groupe de Protozoaires a fait l'objet d'un très grand nombre de travaux. Du point de vue cytologique, les données les plus importantes ont été apportées par Chadeaud (voir sa synthèse de 1960), Hovasse (1937, 1938, 1943, 1947) et Hollande (1942).

Les organites cellulaires ont été décrits, avec précision, dans un grand nombre d'espèces. Rappelons, en particulier, que l'existence de dictyosomes, dans ce groupe à affinités végétales marquées, est connue depuis longtemps.

Le chondriome apparaît toujours du type réticulé et essentiellement périphérique. Le plastidome présente d'importantes variations morphologiques, comme l'a, en particulier, souligné Chadeaud (1960).

La présence de pyrénoides sphériques, joutés d'amidon, est fréquente mais non constante dans tous les genres.

Les flagelles semblent reliés à un noyau central, caractérisé par un énorme caryosome.

Il ressort de ces différentes études une certaine homogénéité cytologique, exceptionnellement difficile à concilier avec l'aspect offert par les groupes inférieurs, tels que les Prasino-volvocales.

Pour une bibliographie complète de ces travaux, nous renvoyons le lecteur aux mises au point de Pavillard (1952), à l'important travail systématique de Huber-Pestalozzi (1961) et à la synthèse de Chadeaud dans son Traité de Cryptogamie (1960).

La culture facile d'un très grand nombre de Volvocales permet d'obtenir un matériel abondant et explique que plusieurs travaux, en microscopie électronique, leur aient été consacrés, en particulier pour le genre *Chlamydomonas*.

Nous rapportons ici une étude de *Volvox aureus* Ehr., *Haematococcus pluvialis* Flotow et *Stephanosphaera pluvialis* Cohn, tous récoltés dans la nature.

I. — VOLVOX AUREUS

Rappelons les belles études de C. Janet sur *Volvox aureus* et *globator* (1923). Ses figures nous apportent des renseignements cytologiques, d'après de minutieuses observations vitales, une description de l'agencement cellulaire au sein de la colonie et des images sur la reproduction.

Ces travaux ont été complétés par différents Auteurs ; Hovasse, dans ses études cytologiques sur les Volvocales, donne une figure de *Volvox globator* où sont notamment figurés le chondriome et l'appareil de Golgi (1936) ; Klein (1930) et Jirovec (cité par Pavillard 1952) mettent en évidence un réseau argyrophile reliant les différents individus ; des précisions sur la division cellulaire et sur la formule chromosomique sont apportées par Cave et

Pocock (1951) ; enfin, on doit à Smith (1944) une importante mise au point systématique sur le genre *Volvox*.

Nous nous procurons facilement *Volvox aureus* dans certaines mares de la région clermontoise (en particulier à Châteaugay) ou dans certains lacs de la région de Besse-en-Chandesse (lac de la Landie, par exemple).

GELÉE.

Après déshydratation et inclusion, elle apparaît dépourvue de toute ultrastructure. Nous ne retrouvons pas les cloisons internes et latérales des logettes cellulaires, faciles à observer en microscopie optique sur des colonies *in toto*. Sans doute ne représentent-elles qu'une modification chimique locale, différence d'hydratation par exemple, qui disparaît après les manipulations d'inclusion.

La cuticule est constituée de deux couches, l'une externe et osmiophile forme une sorte de membrane épaisse, de 200 Å environ ; elle recouvre un deuxième ensemble, d'épaisseur variable, formé de plans concentriques délicats qui rappellent les formations cellulodiques des végétaux supérieurs, se réfléchit autour de la cellule qu'elle enveloppe d'un manteau très mince et difficile à mettre en évidence (pl. 10, pl. 11).

L'ensemble péricellulaire, gelée et cuticule, est régulièrement percé de deux pores au-dessus de chaque cellule ; c'est par ces canaux que s'échappent les flagelles, comme l'avait fort justement noté Janet (1923).

Nous n'avons pas retrouvé le système argyrophile décrit par Klein et Jirovec en microscopie optique, ce résultat négatif appelant d'autres recherches et ne signifiant nullement qu'il n'existe pas.

MEMBRANE CELLULAIRE.

A la surface de la membrane plasmatique, viennent s'ouvrir des vésicules astructurées et qui présentent, sans doute, une parenté avec celles observées par Hollande chez certaines Chlamydomonadées (1942) ; elles jouent vraisemblablement un rôle dans la sécrétion de la gelée. Ces organites, de taille variable, se retrouvent à l'intérieur de la cellule sans que nous puissions préciser leur origine avec certitude.

Il faut encore signaler l'existence, sous la membrane plasmatique, de quelques fibres, rares et difficiles à mettre en évidence, hors des coupes tangentes à la surface cellulaire. Elles paraissent grossièrement parallèles, orientées depuis la base des flagelles vers la région postérieure de la cellule.

CINÉTIDE.

Les deux blépharoplastes, antérieurs, sont très rapprochés, distants seulement de quelques dixièmes de micron. Une cloison transversale sépare blépharoplaste et flagelle ; à ce niveau, la membrane cellulaire est étranglée et épaissie, réalisant ainsi une sorte de bague, unissant membrane cellulaire et blépharoplaste.

Nous avons mis en évidence un matériel granuleux et osmiophile à l'intérieur des blépharoplastes et à leur base où ils se condensent pour réaliser une sorte de cuvette ; cette structure est comparable à celle décrite par de Haller chez *Chlorogonium* (1961).

C'est à partir de cette formation que s'organise un pont fibreux, reliant les deux blépharoplastes, comparable à celui observé par Sager et Palade chez un *Chlamydomonas* (1954, 1957).

APPAREIL DE GOLGI.

Il est représenté par un grand nombre de petits dictyosomes, formés d'une dizaine de saccules, très serrés, d'un diamètre de 1 micron en moyenne. Chacun est incurvé sur lui-même, à convexité généralement opposée à la surface nucléaire (pl. 10, pl. 11, pl. 12 a). Cette orientation, par rapport au noyau, n'est pas constante, un grand nombre d'entre eux pouvant plus ou moins être placés obliquement ou même perpendiculairement par rapport à la position définie ci-dessus ; ces variations sont dues au grand développement des vacuoles qui les isolent dans des travées cytoplasmiques (pl. 10).

Ces dictyosomes donnent naissance, par leurs extrémités, ou par leur convexité, c'est-à-dire par leur surface non placée en vis-à-vis du noyau, à de nombreuses vésicules golgiennes, d'abord de petite taille, puis subissant une sorte de croissance au sein du cytoplasme (pl. 10, pl. 11, pl. 13 a). Une partie de ces vésicules présente des granules internes et rappelle les corps mucifères des Chrysomonadines ; comme ces dernières formations, elles sont éjectées hors de la cellule et se retrouvent, assez souvent, sur les clichés électroniques, prisonnières sous le manteau cellulosique péricellulaire.

PLASTIDOME.

La plaste a la forme générale d'une coupe enfermant la plupart des organites cellulaires. L'un de ses bords remonte près de l'insertion flagellaire. Sa surface, limitée par une fibre membrane double, épaisse d'environ 200 Å (pl. 11), est souvent irrégulière, présentant des ondulations plus ou moins importantes (pl. 10, pl. 11, pl. 13 a). En coupes ultra-minces, il présente de nombreuses interruptions qui prouvent qu'il est fenestré, réalisant une sorte de réseau serré, dans les mailles duquel traversent des ramifications mitochondriales reliant le double système accolé à ses faces externes et internes (pl. 10, pl. 11).

L'intérieur est occupé par un stroma particulièrement abondant, riche en gouttelettes lipidiques (pl. 11), parcouru de disques très courts entre lesquels s'intercalent de fréquents grains d'amidon (pl. 10, pl. 11, pl. 12, pl. 13). Les disques sont souvent associés par deux ou trois et présentent des orientations extrêmement variables ; ce dernier caractère s'oppose aux structures ordonnées de la plupart des plastides des autres Végétaux dont les disques sont généralement parallèles.

Le pyrénioïde, postérieur, occupe le centre d'une portion dilatée du plaste. Il est constitué d'une région centrale granuleuse et osmophile, à contour plus ou moins polygonal qui est joutée successivement d'une mince couche de stroma plastidial, puis de calottes d'amidon (pl. 13). Ces calottes sont séparées par des ponts de stroma plastidial (pl. 11) au sein desquels cheminent quelques disques généralement isolés, plus rarement associés par deux (pl. 12). Cet ensemble disque et stroma diminue rapidement de largeur et se transforme en un petit cylindre qui se continue dans la zone centrale du pyrénioïde. Nous ne possédons pas de figure indiquant des points de contacts entre ces différents canaux dont le trajet à l'intérieur du pyrénioïde semble réduit.

Le plaste porte, dans sa région antérieure, un gros stigma qui fait saillie à la surface de la cellule mais dont le centre est déprimé en une large plage concave. Il est constitué de vésicules hexagonales, jointives, disposées sur plusieurs couches, séparées les unes des autres par des disques plastidiaux, structure déjà décrite chez d'autres Flagellés.

Mais, cet organite atteint, dans la cellule somatique de *Volvax*, une importance de taille, comparativement à celle de la cellule, et une complexité qui dépassent, en niveau d'organisation, toutes les structures connues actuellement chez d'autres Volvocales. On peut trouver jusqu'à cinq couches superposées de vésicules à caroténoïdes (pl. 10, pl. 11).

Il faut, en plus, noter que le stroma plastidial disparaît au niveau de l'organite, au moins sous sa forme granuleuse classique. Il est alors remplacé par un matériel de nature inconnue qui remplit, en particulier, la concavité du stigma à la manière d'un cristallin (pl. 10, pl. 11).

NOYAU.

La surface du noyau est curieusement tourmentée, hérissée de très nombreuses digitations qui peuvent donner naissance à des formations ergastoplasmiques (pl. 11). Il est entouré d'une membrane double, pauvre en pores (pl. 10).

ERGASTOPLASME.

Il est représenté par de longs et rares tubules, abondamment pourvus en grains de Palade. Ces formations présentent de fréquents contacts avec la membrane cellulaire (pl. 10, pl. 11, pl. 13 a).

VACUOME.

Le vacuome, colorable au rouge neutre, est exceptionnellement facile à identifier en

microscopie électronique chez les Volvocales parce qu'il renferme des précipitations internes (endochromidies de Dangeard P A ou grains protéiques de Volkonsky). Il s'agit d'un ensemble de grandes vacuoles, d'un diamètre moyen de deux microns et limitées par une membrane simple (pl. 10, pl. 11, pl. 12, pl. 13). Les précipitations internes ne présentent pas de structures définies. Bien que les orientations favorables soient très rares, ces vacuoles paraissent bien présenter des rapports avec les formations ergastoplasmiques (pl. 11). Les vacuoles golgiennes, parfois de grande taille également, paraissent toujours dépourvues de précipitations internes.

Les vacuoles pulsatiles sont très simples, dépourvues de goulot et fibres périphériques ou cortex bien développé. Nous n'avons pas pu établir, avec certitude, de rapports avec d'autres organites cellulaires. Il existe encore, dans le cytoplasme, de plus ou moins nombreuses gouttelettes lipidiques dont la taille est très variable (pl. 13 b).

RAPPORTS ENTRE CELLULES.

Chaque cellule est en continuité avec ses voisines par un isthme cytoplasmique, dépourvu d'organites cellulaires et épais en moyenne de 0,4 micron. Il résulte, sans doute, d'une division incomplète, suivie d'un étirement (pl. 13 b). Dans les jeunes colonies, aux cellules de grande taille, il existe plusieurs ponts cytoplasmiques entre chaque cellule contiguë.

CELLULES FERTILES.

Les cellules fertiles, responsables de la reproduction asexuée, subissent une augmentation de taille sans que leur cytologie diffère fondamentalement de celle de la cellule somatique. Il faut noter que la perte des flagelles ne s'accompagne, ni d'une disparition des deux blépharoplastes, ni même d'une migration de ces organites qui conservent leur place habituelle.

Il y a une complication du plaste qui s'enrichit en digitations vers la face nucléaire et présente plusieurs pyrénoïdes (pl. 12).

II. — HAEMATOCOCCUS PLUVIALIS ET STEPHANOSPHERA PLUVIALIS

Les Sphaerellacées présentent certaines particularités qui permettent d'en faire un groupe bien individualisé au sein des Volvocales : pellicule externe consistante, gelée importante traversée de « pseudopodes » ancrés sur la pellicule externe, flagelles épais et pourvus de mastigonèmes spéciaux, apparition dans certaines conditions écologiques d'un pigment spécial (hématochrome) chez *Haematococcus pluvialis*, etc.

Haematococcus pluvialis a été l'objet d'études physiologiques importantes (se reporter aux mises au point de Pavillard, 1952 et Chadeaud, 1960).

Récemment, Droop (1956, 1961) a apporté une importante contribution à la connaissance systématique et biologique de l'ensemble des Sphaerellacées. Par contre, la cytologie reste assez mal connue, les travaux d'Elliott (1934), en particulier, étant erronés.

Nous avons pu réaliser une étude cytologique d'*Haematococcus pluvialis* et de *Stephanosphaera pluvialis*, en microscopie électronique, grâce à d'abondantes récoltes effectuées dans des cuvettes rocheuses des environs de Besse-en-Chandesse.

GELÉE ET MEMBRANE CELLULAIRE.

La membrane cellulaire présente certaines analogies avec celle décrite chez *Chlamydomonas*, *Chlorogonium* ou *Volvox*. Comme dans le genre *Volvox*, la gelée présente un grand développement et paraît également astructurée en microscopie électronique (pl. 14, pl. 15, pl. 17). Elle est limitée vers l'extérieur par un ensemble finement fibreux, épais de 0,1 micron que nous assimilons à la formation fibreuse de l'enveloppe des autres Volvocales (pl. 20 a et 20 b). Cette formation est elle-même entourée d'une pellicule constituée de fibres tubulaires jointives, d'un diamètre de 250 Å environ (pl. 20 a). Cette dernière couche est sans doute responsable de la consistance de l'enveloppe de ces Protistes.

Contrairement aux *Volvox*, cet ensemble n'est pas interrompu en un goulot aux points de sortie des flagelles mais s'accole intimement à leur surface.

Ces deux couches périphériques entourent les flagelles aussi bien vers l'intérieur que vers l'extérieur ; vers l'intérieur, la couche fibreuse disparaît au contact de la cellule (fig. 10) tandis que la pellicule fibreuse se continue à sa surface, devient sous-membranaire, réalisant une sorte d'armature interne, périphérique, assez lâche et à fibrilles espacées. Vers l'extérieur, la pellicule entoure la gaine du flagelle, formant une sorte d'étui, garni sur sa face externe d'un matériel granuleux d'origine et de nature inconnues. Cet ensemble contribue à l'élargissement du diamètre du flagelle (pl. 20 a).

La continuité entre les fibres de la pellicule et celles de la périphérie cellulaire assure une forte cohésion entre la cellule et la paroi de la colonie par l'intermédiaire de ses prolongements ou « pseudopodes ».

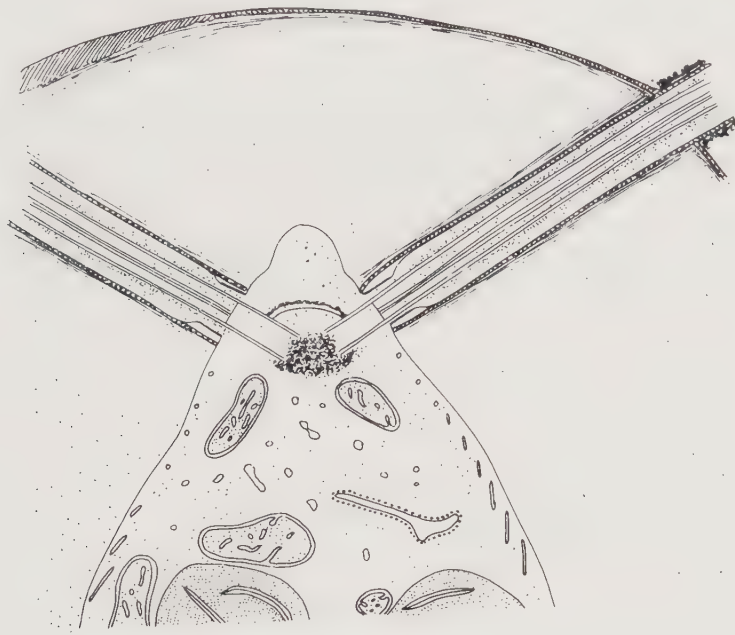


FIG. 10. — *Stephanosphaera pluvialis* : représentation schématique de la région apicale d'une cellule d'après des micrographies.

Ces derniers représentent de simples expansions cellulaires, non contractiles, d'un diamètre très variable, généralement plus important à sa naissance vers la cellule et diminuant en allant vers la périphérie. Ils sont pratiquement dépourvus d'organites cellulaires sauf dans les portions basales élargies où se rencontrent, quelque fois, des diverticules plastidiaux ou mitochondriaux.

CINÉTIDE.

Il y a deux cinétosomes sur chacun desquels s'insère un flagelle. Ils sont inclinés l'un par rapport à l'autre d'un angle de 130° environ (fig. 10). Leur base repose sur un important matériel granuleux commun. Il existe, en outre, des sortes de ponts fibreux qui les réunissent dans leur région antérieure (fig. 10). Ils sont séparés des flagelles par une cloison à hauteur de la membrane cellulaire, épaissie en vis-à-vis. Immédiatement après cet épaississement, la gaine flagellaire subit une forte dilatation qui fait passer le diamètre du flagelle de 0,2 micron à 0,5 micron. Dans cette gaine élargie, le cytoplasme apparaît essentiellement condensé au contact de l'axe fibrillaire (pl. 20 a).

Nous ignorons la nature exacte des mastigonèmes, très apparents en microscopie optique, mais peu nombreux et difficiles à retrouver en microscopie électronique.

APPAREIL DE GOLGI.

Il est représenté, comme chez toutes les Volvocales, par un grand nombre de dictyosomes périnucléaires (pl. 15, pl. 16, pl. 17). Ils sont constitués d'une quinzaine de saccules très serrés et présentent, comme dans le genre *Volvox*, une structure légèrement arquée, la concavité étant souvent placée en vis-à-vis de la surface nucléaire.

Cette orientation n'est pas rigoureuse et un grand nombre de dictyosomes, en particulier les plus éloignés de la surface nucléaire, souvent coincés dans les étroites travées cytoplasmiques intervacuolaires, présentent des orientations obliques par rapport à celle décrite ci-dessus (pl. 17). L'élaboration des vésicules golgiennes s'effectue à la périphérie de l'organite et sur sa face convexe, opposée au noyau. Sur cette face, se trouve régulièrement une calotte ergastoplasmique qui vient coiffer chaque dictyosome (pl. 16 et pl. 17). Cette formation est souvent dilatée en cisterne (pl. 16) dont la face opposée au dictyosome est dépourvue de ribosome, donc du type « smooth » tandis que la face externe est riche en grains de Palade donc du type « rough ». Cette structure pourrait traduire une évolution d'un système à l'autre, soit un passage golgi-ergastoplasme, soit au contraire une transformation ergastoplasme-golgi. Les études de coupes tangentielles à la surface de plusieurs dictyosomes nous montrent que chaque coiffe ergastoplasmique ne représente, en fait, qu'une portion d'un réseau fort compliqué et de nature ergastoplasmique typique.

Cette structure très évoluée n'est pas compatible avec des transformations locales et nous pensons qu'il s'agit d'une association fonctionnelle ; il semble d'ailleurs que des vésicules golgiennes puissent venir s'ouvrir dans la cisterne ergastoplasmique (pl. 16).

CHONDRIOME.

Sa structure est très comparable à celle que nous avons décrite chez *Volvox aureus*. Il forme un réseau, essentiellement superficiel, à branches épaisses, en moyenne de 0,5 micron et logées dans les replis du plaste.

Chez les Sphærellacées, les ramifications, sur la face interne du plaste, sont assez nombreuses. Les rameaux, libres dans le cytoplasme, sont rares sauf dans les jeunes cellules de *Stephanosphaera*. Leur ultrastructure est du type tubulaire.

PLASTIDOME.

Le plaste est entouré d'une double membrane, bien marquée, épaisse d'environ 200 Å, non entourée extérieurement d'une enveloppe ergastoplasmique (pl. 16, pl. 17, pl. 18, pl. 19). Dans le stroma, riche en gouttelettes lipidiques et pauvre en grains d'amidon, se trouvent des disques courts, souvent associés par paires et qui rappellent ceux décrits chez les autres Volvocales (pl. 16, pl. 17, pl. 18, pl. 19).

Le plaste d'*Haematococcus pluvialis* enferme plusieurs pyrénoides (pl. 15) ; celui de *Stephanosphaera pluvialis*, n'en a que deux (pl. 14), l'un antérieur, l'autre postérieur. La structure de ces organites est très voisine de celle décrite chez *Volvox aureus* mais présente quelques variantes chez *Stephanosphaera*.

Dans le genre *Haematococcus*, le pyrénouide sphérique possède un stroma granuleux, dense et osmiophile ; il est jouté d'une couche de stroma plastidial, peu épaisse, de 800 Å environ, puis de calottes amylofères (pl. 19). L'amidon est donc isolé dans le stroma plastidial. Chaque amas d'amidon est séparé de son voisin par un pont de stroma plastidial, parcouru par quelques disques plastidiaux ; ces formations se prolongent à l'intérieur du pyrénouide sous forme d'épais tubules aux disques dilatés (pl. 19).

Chez *Stephanosphaera*, la couche de stroma plastidial, entourant le pyrénouide, semble très réduite ou nulle (pl. 18). D'autre part, les disques, en pénétrant dans le pyrénouide, perdent

leur gaine de stroma ; ils subissent, en plus, une dilatation importante et forment à eux seuls un réseau de tubules compliqué, présentant de nombreuses anastomoses (pl. 14, pl. 17, pl. 18). Cet ensemble dessine, sur coupes, une série d'arabesques à l'intérieur du pyrénioïde qui sont aussi bien visibles en microscopie optique qu'électronique. Le centre de ces tubes dilatés apparaît vide ; différentes réactions histochimiques ou colorations ultrastructurales montrent que cet aspect ne correspond pas à la présence de réserves amylofères. Les canaux observés dans le pyrénioïde de *Stephanosphaera* n'ont donc pas tout à fait la même signification que ceux des autres Volvocales.

Gibbs (1962 a) pense que le stroma du pyrénioïde des Algues vertes a une structure fibrillaire (60 Å) ; nos figures, à aspect granuleux et homogène, ne suggèrent pas une telle interprétation.

Le stigma des Sphaerellacées est constitué de trois ou quatre couches concentriques de grains de caroténoïdes ; l'ensemble forme un organite convexe et saillant à la surface de la cellule, voir même de la colonie. Le stroma plastidial ne semble pas subir de modification au niveau de l'organite (pl. 20 b).

NOYAU.

Il a une surface très tourmentée et présente de nombreuses et étroites évaginations du feuillet externe qui donne naissance à des formations ergastoplasmiques, tubulaires, riches en ribosomes. Les pores nucléaires paraissent assez rares (pl. 14, pl. 15, pl. 17).

ERGASTOPLASME.

Il semble uniquement résulter de l'activité de la membrane nucléaire et présente un aspect en longs profils tubulaires, très caractéristiques. En dehors, de la concentration autour des dictyosomes, ces formations sont éparpillées dans le cytoplasme. Elles présentent des contacts fréquents avec la membrane cellulaire et la membrane du plaste. Les continuités avec le vacuome, bien que probables, n'ont pu être établies avec certitude.

VACUOME.

Le vacuome des Sphaerellacées présente, comme celui des autres Volvocales, des précipitations internes qui permettent une facile identification en microscopie électronique. Il s'agit, dans ce groupe, d'un système très développé, formant une couronne de vacuoles périnucléaires, occupant la majeure partie de la cellule (pl. 14, pl. 15). L'importance de ce système rappelle le vacuome des Végétaux supérieurs. Comme chez ces derniers, il y a croissance et multiplication des vacuoles, depuis les petites formes, dans les colonies jeunes de *Stephanosphaera* par exemple, jusqu'à la cellule normale.

L'hématochrome apparaît d'abord sous forme de granules périnucléaires, groupés en un seul point et faciles à repérer en microscopie optique. Ils sont indépendants du vacuome classique. Ces vésicules s'imprègnent très facilement à l'osmium. Elles sont localisées entre la membrane nucléaire et les dictyosomes qu'elles semblent repousser vers l'extérieur au fur et à mesure de leur élaboration (pl. 20 c). Elles sont ainsi logées dans une bande cytoplasmique où s'intriquent formations ergastoplasmiques et vésicules golgiennes (pl. 20 c). Le dépôt de pigment s'effectue, au départ, dans de petites vésicules limitées par une membrane simple et très comparable aux vésicules golgiennes. Par la suite, elles subissent une augmentation de taille considérable.

Les vacuoles pulsatiles présentent une ultrastructure très comparable à celle décrite ci-dessus chez la Chrysomonadine *Hydrurus foetidus*. Après la systole, il reste en effet une série de tubes courts et lisses que nous assimilons à un discret cortex permanent. C'est au sein de ces tubes qu'apparaissent des dilatations qui, par coalescence, forment la vacuole. Il n'existe pas de goulot permanent.

III. — CYTOLOGIE COMPARÉE DES VOLVOCALES

Les études ultrastructurales de différentes *Chlamydomonas* (Gibbs, 1962 e, 1962 c, Gibbs et Philpott, 1958, Sager et Palade, 1954 et 1957), de *Chlorogonium* (de Haller et Rouiller, 1961), de *Dunialella* (Giraud, 1962), de *Volvox aureus*, d'*Haematococcus pluvialis*, de *Stephanosphaera pluvialis* (décrits ci-dessus), de *Polytoma* sp. (Joyon, 1962), d'*Eudorina elegans*, *Carteria turfosa* (observations personnelles), mettent en évidence une grande parenté cytologique entre toutes ces formes.

Cette homogénéité, déjà apparente en microscopie optique, résulte en partie du fait que les observations ne s'adressent qu'à des genres évolués voisins. Il est probable que l'étude de formes plus particulières, ancestrales aux dires de Chadeaud (1960), comme les Prasinovolvocales, apporteront certaines variations aux analogies rapportées ci-dessous et permettront en outre d'interpréter certaines structures curieuses, décrites en microscopie optique (parabasal multiple de *Prasinocarteria cordiformis*, décrit par Hovasse en 1943, par exemple).

MEMBRANE CELLULAIRE ET GELÉE.

Dans toutes les formes étudiées, la membrane cellulaire est entourée d'une enveloppe, formée de deux assises, une couche externe fibreuse qui repose sur une couche interne structurée. Cette structure paraît présente chez toutes les Volvocales dites « à membrane ». Chez les Sphaerellacées, cette structure se complique, vers l'extérieur, d'une « pellicule » à fibres parallèles tubulaires jointives. Ces fibres se retrouvent en assez grande abondance sous la membrane plasmique de ces mêmes formes. Nous avons également vu qu'elles existaient, en petit nombre, chez les *Volvox*. Il est possible que leur présence ait échappé aux observations réalisées sur d'autres genres.

CINÉTIDE.

Les blépharoplastes sont toujours très voisins, souvent inclinés l'un par rapport à l'autre et s'ancrant dans une zone cytoplasmique, particulièrement dense. Ils sont reliés par un double système fibreux, antérieur et postérieur. La sortie du flagelle, hors de la cellule, est toujours marquée par un épaississement de la membrane cellulaire, suivi d'une dilatation de la gaine flagellaire. Les flagelles sont nus à l'exception de ceux des Sphaerellacées.

APPAREIL DE GOLGI.

Il est toujours représenté par un grand nombre de dictyosomes périnucléaires dont l'ultrastructure et la localisation sont particulièrement caractéristiques du groupe. Ce sont toujours des organites de petite taille, légèrement arqués, à convexité opposée à la surface nucléaire et constitués d'un petit nombre de feuilletts très serrés. L'émission des vésicules golgiennes se fait soit sur la convexité soit latéralement. Ces dictyosomes présentent des rapports fréquents avec des formations ergastoplasmiques. Cette association nous a paru constante chez les Sphaerellacées. Sager et Palade (1957) l'ont observée chez *Chlamydomonas reinhardtii*. Dans tous les cas, la face externe, opposée au dictyosome, est bien pourvue en grains de Palade, tandis que la face interne en est dépourvue. Dans les deux cas, encore, certaines vésicules golgiennes viennent se vider à l'intérieur de la cisterna ergastoplasmique dilatée.

CHONDRIOME.

Il est représenté par un réseau périphérique, associé à la surface du plaste. Les rameaux internes sont rares sauf dans les cellules jeunes de petite taille. Chez la forme décolorée *Polytoma* sp. (Joyon, 1962), le diamètre des branches du réseau augmente considérablement en même temps que le nombre des digitations internes. Nous ignorons encore la signification physiologique de ces modifications communes à tous les Phytoflagellés décolorés.

PLASTIDOME.

Le plaste des Volvocales est surtout caractérisé par ses disques courts, généralement

associés par deux ou trois et présentant des orientations très variées. Il semble que des groupements plus importants de disques puissent se réaliser chez certaines *Chlamydomonas* et présentent alors certaines analogies avec les granums des plantes supérieures.

L'importance du système lamellaire varie avec la physiologie de l'organisme. Sager et Palade (1954) ont montré, chez un *Chlamydomonas*, que le nombre des lamelles diminuait en l'absence de lumière, phénomène commun à tous les Végétaux.

De Haller et Rouiller (1961) obtiennent une réduction du nombre des lamelles et une disparition du pyrénoloïde en cultivant *Chlorogonium elongatum* sur un milieu riche. Le pyrénoloïde disparaît également en l'absence de lumière (Sager et Palade, 1954, 1957) comme chez les Eugléniens.

Chez *Polytoma* sp., nous avons décrit (1962) un organite en réseau, logé entre le plastidome périphérique et le noyau et enfermant des grains d'amidon ; nous l'assimilons à un leucoplaste.

Le stigma des Volvocales est représenté par une plage en saillie à la surface du plaste et souvent de la cellule, constituée d'une ou de plusieurs couches de grains de caroténoïdes, séparés les uns des autres par des disques plastidiaux. La complexité de cet organite est extrêmement variable. Dans les formes les plus simples, il n'y a qu'une ou deux couches de grains plus ou moins en saillie à la surface cellulaire (fig. 11 a et b).

L'évolution se traduit par une migration de l'organite vers l'extérieur et une augmentation du nombre de ses couches de grains. Chez différents *Chlamydomonas*, chez *Eudorina* il y a augmentation du nombre des feuilletts constitutifs sans migration bien marquée (fig. 11 b). Chez les Sphaerellacées, l'organite fait nettement saillie vers l'extérieur (fig. 11 d). Les *Volvox* présentent, en plus, une dépression centrale de la plage photosensible et l'acquisition d'un stroma particulier, différent de celui du plaste (pl. 11 e).

Dans cette série, de complexité très variable, il n'y a jamais tendance à l'association du stigma avec un flagelle pourvu d'un photocepteur.

Quand le pyrénoloïde existe, il présente une grande parenté ultrastructurale, d'un type central à disques internes rayonnants et entouré de calottes amylofères (fig. 12 a). Nous avons noté quelques différences de détail chez *Stephanosphaera* (fig. 12 b).

En dehors de la périphérie du pyrénoloïde, il est fréquent de trouver des grains d'amidon dans le stroma plastidial. L'abondance de ces derniers varie, sans doute, avec la physiologie du Protiste. Elle semble également dépendre des espèces ; chez *Volvox*, ils sont peu abondants et de petite taille ; ils sont également peu représentés chez les Sphaerellacées. Chez *Eudorina* et *Carteria*, ils sont, au contraire, très abondants.

NOYAU.

Le noyau possède toujours un énorme nucléole central. Sa surface est très irrégulière, riche en digitations.

ERGASTOPLASME.

Il est beaucoup moins abondant que chez les Chrysomonadines, essentiellement représenté par de longues formations tubulaires, d'origine nucléaire. Il présente des rapports avec les vacuoles, la membrane plastidiale, la membrane cellulaire et la surface sécrétrice des dictyosomes.

VACUOME.

Son importance et ses possibilités d'évolution l'apparentent souvent au vacuome végétal. Les précipitations internes, communes à toutes les Volvocales, ne présentent pas de structure définie.

Les vacuoles pulsatiles sont simples, à cortex très discret, sans système fibrillaire ou goulot ; cette structure rappelle celle décrite chez les Chrysomonadines.

En définitive, la cellule des Volvocales présente une structure bien établie et plus spécialisée que celle des Chrysomonadines. La microscopie électronique accentue, par ailleurs, ses affinités végétales (membrane, plaste, Golgi, vacuome).

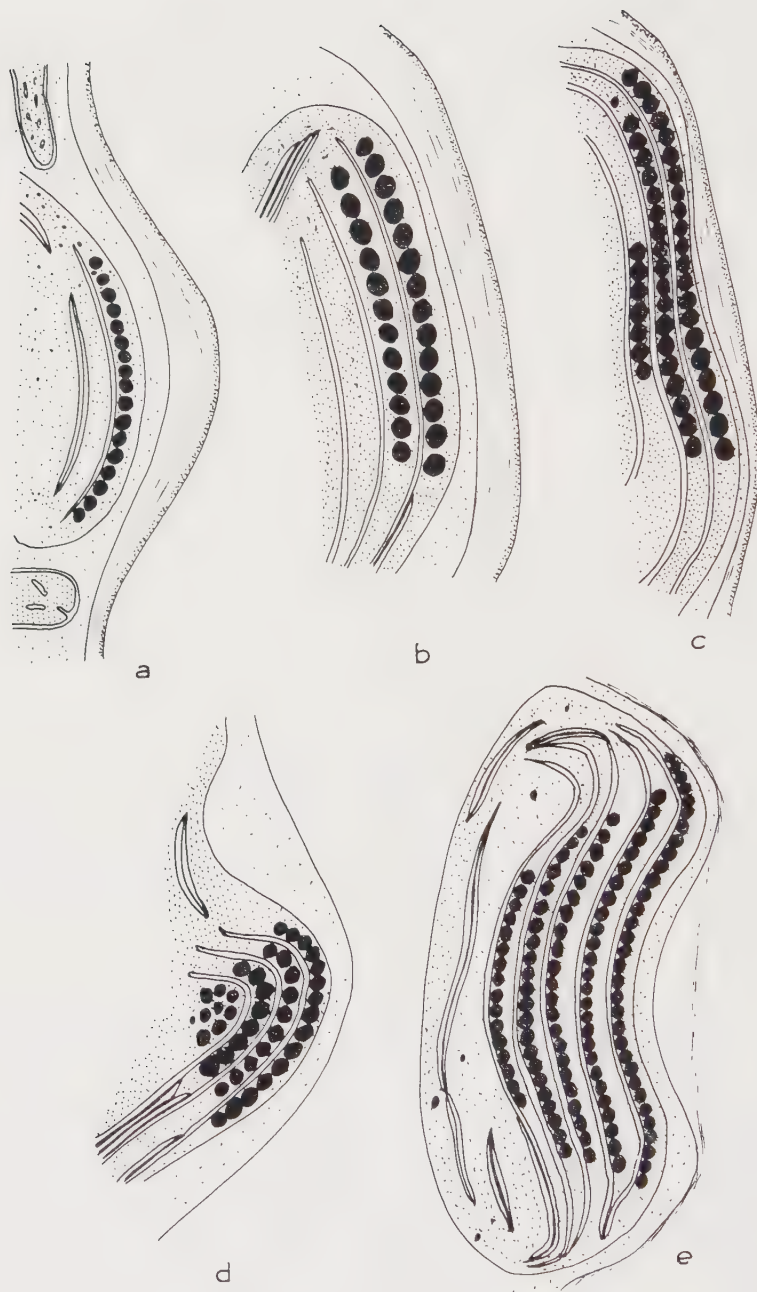


FIG. 11. — Différents aspects du Stigma chez les Volvocales.

- a) *Chlorogonium elongatum* d'après des micrographies de De Hallet et Rouiller (1961).
- b) *Chlamydomonas Reinhardi* d'après des micrographies de Sager et Palade (1957).
- c) *Carteria turfusa* d'après des micrographies de Foot et Joyon (inédit).
- d) *Stephanosphaera pluvialis*.
- e) *Volvox aureus*.



FIG. 12. — Représentation schématique des pyrénoides de *Stephanosphaera pluvialis* (a) et *Haematococcus pluvialis* (b).

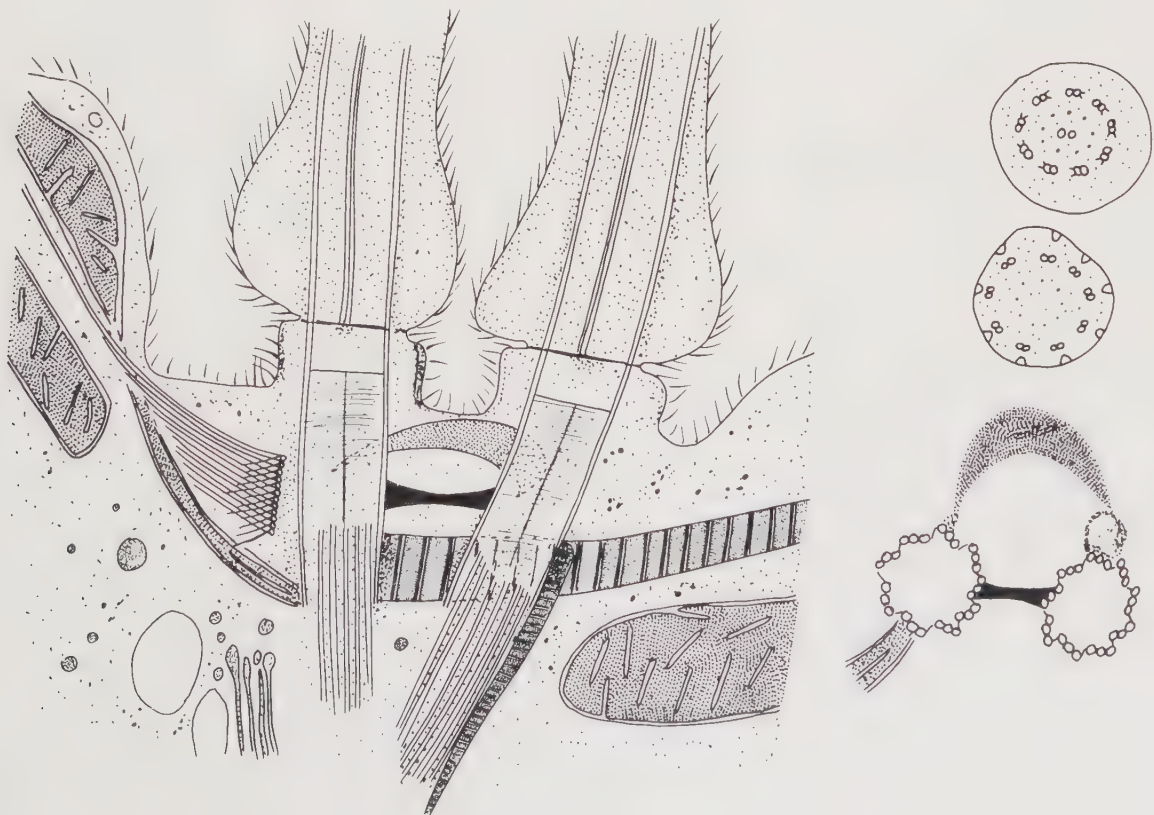


FIG. 13. — Représentation schématique de la région blépharoplastique chez *Chilomonas paramecium*.
A droite, coupes transversales de cette même région à différents niveaux.

CRYPTOMONADINES

Les particularités morphologiques et cytologiques de ces Protistes ont, depuis longtemps, attiré l'attention des Chercheurs : Alexéïeff (1911), Dangeard P.A. (1889, 1911), Pénard (1922), etc. Hollande (1942) a minutieusement analysé la structure cytologique de ces organismes.

Ce même Auteur apporte une importante mise au point sur la « Classe des Cryptomonadines » dans le Traité de Zoologie de Grassé (1952).

Ce sont surtout l'appareil de Golgi (Gatenby et Smyth, 1940, Hollande, 1942), les corpuscules bi-réfringents (Deflandre, 1938, Gatenby et Smyth, 1940, Mast et Doyle, 1935, Hollande, 1942) et les trichocystes (Bélar, 1916, Krüger, 1934, Hollande, 1942 et Dragesco, 1951) qui ont suscité les plus récents travaux.

En microscopie électronique, Gibbs (1962 a) a montré que le plaste de deux Cryptomonadines, *Rhodomonas lens* et *Cryptomonas* sp. était entouré d'une membrane double, issue du feuillet externe de la membrane nucléaire, formation non spécifique des Cryptomonadines et dont nous avons déjà parlé au sujet des Chrysomonadines.

Pendant la rédaction de ce travail, Anderson (1962) a donné une étude ultrastructurale de *Chilomonas paramecium*.

Malgré ces données récentes, il nous a paru utile de reprendre la description d'un *Cryptomonas* sp. (aimablement fourni par E. Pringsheim) et de *Chilomonas paramecium* pour compléter ou préciser les observations précédentes.

Les ultrastructures de ces deux genres sont si comparables qu'elles seront étudiées simultanément.

MEMBRANE CELLULAIRE ET CUTICULE.

On sait que les Cryptomonadines sont entourées d'une cuticule épaisse qui s'oppose à toute déformation de l'organisme. En microscopie électronique, cette enveloppe externe, non décrite à ce jour, apparaît formée de deux feuillets. L'un, externe, est une fine membrane double, garnie extérieurement de nombreuses et fines expansions pileuses, longues de 0,2 micron en moyenne (pl. 22) ; chez *Chilomonas*, il existe, en plus, de nombreuses pustules, hautes de 0,05 μ environ, pouvant s'étirer en doigt de gant pédiculé et peut-être se détacher (pl. 21). Entre ces deux assises, se trouve un espace intermembranaire astructuré qui correspond à la « couche hyaline, transparente et régulière » décrite par A. Hollande (1942).

Nous n'avons pas trouvé de ponts reliant régulièrement les deux assises de cette cuticule et cloisonnant l'espace en logettes, comme le pensait A. Hollande (1942). Il faut, toutefois, noter que les trichocystes périphériques, « corps mucifères » de Hollande, font saillie à l'extérieur, réalisant un contact entre les deux feuillets de la cuticule et donnant ainsi l'impression de cloisons.

Au niveau du vestibule et du goulot de la vacuole pulsatile, le feuillet interne disparaît. Le feuillet externe limite alors la gaine flagellaire et représente bien, comme le laissait déjà

supposer son ultrastructure la membrane plasmatique. La cuticule des Cryptomonadines ne résulte donc pas d'une sécrétion mais de la présence d'une membrane interne surnuméraire.

Le vestibule est doublé, sous la membrane plasmatique, et, à la place de la membrane interne cuticulaire, par un ensemble de fibres tubulaires de 120 Å de diamètre environ, jointives, enroulées concentriquement et réalisant ainsi une sorte de cerclage interne, comparable à celui du goulot des Eugléniens (pl. 23 a).

TRICHO CYSTES.

L'existence de ces organites est connue depuis longtemps grâce aux observations réalisées, en microscopie optique, par Butschli (cité par Dragesco, 1951), Kunstler (1882), Alexiéeff (1911), Bélar (1916), Uhlela (cité par Dragesco, 1951), Krüger (1934) qui en donne une description précise grâce à l'utilisation du fond noir.

Ces observations ont été précisées par Dragesco (1951) qui emploie le fond noir, le contraste de phase et l'examen au microscope électronique de frottis ombrés à l'or.

Nous reprendrons rapidement l'étude de ces organites qui ont fait l'objet de deux études récentes, l'une d'Anderson (1962), l'autre de nous-même (1963) sur *Chilomonas paramecium*. Chaque trichocyste est constitué d'une vésicule à très fine membrane double, logée sous la cuticule ou la membrane plasmatique, vestibulaire ou encore libre au sein du cytoplasme où s'effectue, comme nous le verrons ci-dessous, sa genèse.

Cette vésicule enferme deux masses osmiophiles massives, ne résultant pas de l'enroulement d'une feuille (Anderson, 1962), mais cylindriques et évidées selon un cône et à bases opposées. L'un de ces corps, le plus externe quand l'organite est en place à la surface du Protiste, est sensiblement deux fois plus petit que le second, interne. Très souvent, ils se résolvent en lamelles emboîtées ; nous ignorons si cette structure est permanente car elle n'apparaît pas régulièrement sur nos clichés. Les deux corps sont reliés par un tube médian, lui-même entouré de filaments pelotonnés et concentriques (pl. 21, pl. 23 b).

Cette structure est rigoureusement identique entre trichocystes périphériques et trichocystes vestibulaires ; leur taille est, par contre, très différente, 0,5 micron pour l'ensemble de la vésicule des trichocystes vestibulaires contre 0,2 micron seulement pour les périphériques (pl. 22).

L'ensemble du trichocyste apparaît très consistant, déprimant les organites sous-jacents, plastes ou mitochondries, par exemple, et fait saillie vers l'extérieur en accolant les deux feuillets de la cuticule comme nous l'avons déjà signalé ci-dessus.

Après explosion, la vésicule apparaît complètement vide, s'ouvrant à l'extérieur par une fente. Comme le souligne également Anderson (1962), il est très difficile d'établir le processus exact de cette explosion, les préparations ne montrant pratiquement que les stades extrêmes, c'est-à-dire des organites à l'état de repos ou complètement explosés.

Nous avons pu observer quelques stades intermédiaires mais dont les incidences de coupe n'étaient pas favorables à l'interprétation. Nous pensons qu'il y a explosion en deux temps, le corps interne étant responsable de l'élaboration de la tige basale épaisse et le corps externe de celle de la partie genouillée terminale et plus réduite des filaments dévaginés, observés par Krüger et Dragesco.

Ces tiges périphériques nous apparaissent dépourvues de fibrillation longitudinale ou de périodicité transversale, fait également noté par Anderson (pl. 21, pl. 23 a).

La tige basale présente un diamètre de 0,13 micron pour les trichocystes vestibulaires et seulement 0,02 µ pour les trichocystes périphériques. Ce diamètre ne correspond nullement à l'épaisseur des lamelles emboîtées des corps intra-vésiculaires du trichocyste au repos ; l'explosion ne peut donc pas être envisagée comme un simple phénomène mécanique, comme le déroulement d'un système télescopique tel que le suggère Anderson. Au moment de l'explosion, il y a nécessairement une réorganisation moléculaire, comparable à celle qui existe au moment de l'extrusion du trichocyste des Ciliés. Il existe de telles différences structurales entre les organites explosifs des Ciliés et ceux que nous venons de décrire chez les Cryptomonadines qu'Anderson (1962) propose de réserver le terme de trichocyste aux premiers et celui d'éjectosome pour les seconds. La connaissance ultra-structurale des organites explosifs des Flagellés est pratiquement réduite aux Cryptomonadines et à une observation

sur frottis des trichocystes périodiques d'*Oxyrrhis marina* (Dragesco, 1952). Nous possédons, par contre, de nombreuses et précises observations, réalisées en microscopie optique, qui ont démontré que ces organites relevaient d'une grande variété de types morphologiques.

Les études, au microscope électronique, ne pourront que confirmer ces observations et il apparaît alors difficile d'introduire un nom scientifique nouveau, pour chaque organite décrit ; peut-être, serait-il plus simple de conserver le mot trichocyste dont le sens très général convient bien pour désigner l'ensemble des organites explosifs péricellulaires des Ciliés ou Flagellés et de lui adjoindre un type pour préciser sa structure et sa place dans l'ensemble des Protistes.

Notons encore que, sous cette apparente diversité morphologique, il peut très bien exister une parenté cytochimique et physiologique entre ces organites qui justifie de les unir sous un même vocable.

Anderson et nous-mêmes (1963) avons montré que ces deux organites se formaient au sein du cytoplasme, à partir de petites vésicules osmiophiles, de petite taille (pl. 126 a, pl. 25 a, pl. 21). Il existe donc, chez ces Protistes, une migration certaine de ces organites explosifs, vers la périphérie de la cellule. Cette mise en place repose certains problèmes, en particulier celui de l'alignement, de l'ordonnance de ces organites, soit au niveau du vestibule, soit à la surface de la cellule.

Bélar supposait que les trichocystes vestibulaires étaient reliées par des fibres parallèles. Cette hypothèse a été, justement, réfutée par A. Hollande (1942). Le microscope électronique montre qu'il n'existe, en effet, aucun lien visible, aucun processus morphologique capable d'expliquer cet agencement.

Anderson (1962) pense que les vésicules primordiales de ces trichocystes résultent de l'activité golgienne. Nous reconnaissons, avec lui, que l'appareil de Golgi donne naissance à une série de petites vésicules osmiophiles dont la taille, la structure, paraissent identiques à celles qui évolueront en trichocystes. D'autre part, les protrichocystes sont essentiellement localisés à la zone golgienne, si bien que l'hypothèse d'Anderson nous paraît fort probable, malgré certaines convergences possibles, toujours très difficiles à éliminer. Si, enfin, une telle série existe, il est difficile de comprendre comment s'établissent des organites de taille si différente.

CINÉTIDE.

Notre étude permet de compléter celle donnée par Anderson, sans apporter pour autant une connaissance définitive de cette région fort complexe.

Pour en rendre la description plus claire, nous adoptons, pour nos Protistes, l'orientation définie par Hollande (1952) : le sillon vestibulaire étant antérieur et à la droite de l'observateur, la vacuole pulsatile lui est contiguë et dorsale, s'ouvrant sur la face droite, du côté de l'observateur.

Les deux blépharoplastes, qui donnent naissance aux flagelles, sont très rapprochés l'un de l'autre, placés sur le bord droit du vestibule et près du goulot de la vacuole pulsatile. Le plus antérieur est également le plus près du sillon vestibulaire, nous le dénommons blépharoplaste droit ; le plus postérieur, également le plus rapproché du goulot de la vacuole pulsatile représente le blépharoplaste gauche.

Il est curieux de noter que, chez ces Protistes, chacun de ces organites fait saillie à l'extérieur de la cellule en entraînant une gaine cytoplasmique, étranglée à la naissance du flagelle (pl. 24 a et 25 b).

Celui-ci possède un axe fibrillaire classique, comme l'a noté Anderson, mesurant environ un demi-micron de diamètre. L'importance de l'épaisseur de l'organite, 1 micron environ, résulte d'un développement exceptionnel de la gaine cytoplasmique qui reste, néanmoins, dépourvue de formations fibreuses ou rubannées surnuméraires. La base du flagelle est marquée par une forte dilatation (fig. 24 a).

Sous la cloison transversale, séparant blépharoplaste et flagelle, se trouve un deuxième septum. Entre ces deux membranes, la structure du blépharoplaste rappelle celle du flagelle malgré l'absence de fibres centrales ; on y retrouve, en effet, les fibrilles secondaires ; les doubles fibrilles périphériques, dépourvues des rayons d'Azelius et, en vis-à-vis de ces formations,

neuf épaississements portés par la membrane plasmatique. Il est possible qu'il existe neuf systèmes radiaires réunissant ces différentes formations et qui n'apparaissent pas sur nos clichés. En deçà de cette cloison interne, la structure du blépharoplaste répond au schéma classique, comme l'a déjà montré Anderson, avec neuf paires de triples tubules, réunies les unes les autres. Dans cette région, une épaisse fibre réunit les deux organites. L'intérieur semble alors pourvu d'un axe et de cloisons rayonnantes, comparables aux structures décrites, dans les blépharoplastes des Trichonymphines, par Gibbons et Grimstone (1960). Nous n'avons pas résolu ces structures avec une précision suffisante pour les décrire plus en détail. Dans cette région centrale, terminale, la plus interne, existe encore un cylindre de fibres tubulaires parallèles.

Ces fibrilles, issues du blépharoplaste droit, se continuent au sein du cytoplasme et participent à la formation du rhizoplaste, décrit en microscopie optique (fig. 13, pl. 24 c, pl. 25 b). Celles du blépharoplaste gauche dépassent également l'organite et participent, sans doute, au rhizoplaste bien que nos incidences de coupes défavorables ne l'aient jamais prouvé ; ces faits avaient, en partie, été observés par Hollande (1942), en microscopie optique.

Ces fibres ne présentent pas de contact ou de continuité avec les systèmes fibrillaires du flagelle ou du blépharoplaste. Il s'agit de formations nouvelles, apparues à l'intérieur même du blépharoplaste.

A partir d'une masse osmiophile, accolée à la face droite du blépharoplaste droit, s'organise un ruban, légèrement incurvé et intimement associé à la face gauche du cylindre fibrillaire, issu des blépharoplastes (fig. 13, pl. 24 c). Cette dernière formation participe donc au rhizoplaste ; elle présente une périodicité transverse, d'environ 700 Å. Elle peut être assimilée aux nombreuses racines ciliaires, périodiques, d'origine péricinétosomiennes et fréquentes chez de nombreux Protistes ou cellules ciliées des Métazoaires.

Ce rhizoplaste, résultant de l'association de deux systèmes, présente des aspects différents selon les incidences de coupes ; il apparaît, le plus souvent, constitué de fibres parallèles, correspondant à l'important cylindre axial (pl. 24 c, pl. 25 a) ; plus rarement, des coupes longitudinales et tangentes au ruban, montrent une périodicité transverse (pl. 24 d) ; quelquefois encore, ces deux aspects peuvent s'intriquer.

Anderson assimile le rhizoplaste à un cylindre fibrillaire mais remarque, par ailleurs, un aspect périodique possible qu'il n'explique pas et illustre par une autre fibre périodique antérieure dont nous reparlerons plus bas.

Le rhizoplaste s'enfonce profondément dans le cytoplasme, passe au voisinage du noyau qui peut alors présenter une gouttière et se termine librement dans la région postérieure indépendamment de tout organite.

Sur la face droite du blépharoplaste gauche, naît, à partir d'une masse osmiophile latérale, une fibre périodique, perpendiculaire à la surface de l'organite ; cette formation reste au voisinage de la surface cellulaire et se termine rapidement en « queue de rat » dans le cytoplasme apical (pl. 24 e).

A l'opposé de cette fibre, sur la face gauche du blépharoplaste gauche, s'organise un ruban de fibrilles tubulaires, parallèles et contiguës ; cet ensemble remonte vers la région antérieure gauche et semble se terminer au voisinage du goulot de la vacuole pulsatile (pl. 24 e, fig. 13). Au contact de ces fibres, se trouve une mitochondrie, normale dans la région de la vacuole pulsatile, puis progressivement étirée et réduite en un pédoncule à deux feuillets, pratiquement dépourvu de stroma et crêtes vers la région blépharoplastique où elle vient s'ancrer sur le blépharoplaste gauche (pl. 14 a). Nous pensons que cette mitochondrie représente une racine de la « mitochondrie spéciale », observée par Anderson et nous-même au niveau du goulot de la vacuole pulsatile et dont nous reparlerons ci-dessous.

Notons, pour terminer, qu'il existe enfin un corps massif en croissant dont chaque extrémité vient s'ancrer sur la face gauche des blépharoplastes (pl. 21, pl. 24 b, fig. 13).

Nous ignorons la signification de cette masse importante et astructurée qui rappelle certaines structures décrites chez les Zooflagellés, Trichomonadines par exemple (voir plus loin).

APPAREIL DE GOLGI.

On doit à Hollande une excellente description de l'appareil de Golgi des *Cryptomonadines* (1942), en microscopie optique. De cette étude précise, nous retiendrons particulièrement la très grande taille de cette formation en deux branches, l'abondance de sa substance chromophile, tournée vers l'extérieur de la cellule et son aspect mamelonné caractéristique.

Le microscope électronique montre que le « parabasal » des *Cryptomonadines* est, en réalité, constitué d'une série de dictyosomes alignés les uns à la suite des autres (pl. 25 a). Cette structure est particulièrement nette chez *Cryptomonas* sp. où chaque unité golgienne comprend environ sept saccules ; les trois ou quatre premiers sont très plats, serrés ; leur longueur moyenne est d'environ 0,2 μ . Les plus profonds de ces saccules sont souvent communs ou interfèrent entre deux unités. A partir du quatrième feuillet, il existe une dilatation qui correspond à l'accumulation d'une substance de nature inconnue, peu dense, très homogène et qui transforme progressivement le saccule en une très grande vacuole sécrétrice (pl. 25 a). Ce processus semble accentué au moment de la division comme l'avait déjà observé Hollande, en microscopie optique. En dehors de cette évolution, très particulière, il existe une sécrétion plus classique, par les extrémités des saccules et formation de petites vésicules osmiophiles, très abondantes dans le cytoplasme et jouant vraisemblablement un rôle dans la trichocystogénèse, comme nous l'avons décrit ci-dessus (pl. 25 a).

Exceptionnellement, nous avons observé, sur la face externe des dictyosomes, des figures en réseaux, comparables à celles décrites par Manton, chez *Anthoceros* (1960).

Sur la face interne de cet appareil de Golgi, en contact des formations serrées, existent de nombreuses vésicules qui, par coalescence, peuvent se transformer en feuillets de plus ou moins grande importance. Cette évolution représente peut-être un renouvellement des saccules golgiens, sans cesse détruits par sécrétion sur la face opposée (pl. 25 a). La structure en unités alignées explique bien la rupture en différents éléments, observée au moment de la division (Hollande, 1942).

Les deux branches de cet appareil de Golgi convergent vers la région antérieure, au niveau des blépharoplastes et du cortex de la vacuole pulsatile où les deux systèmes vacuolaires, intriqués, sont très difficiles à identifier (pl. 26 c). Cette polarité existe en l'absence de toute formation fibreuse orientant l'appareil de Golgi vers la base des blépharoplastes, et demeure inexpliquée. Cette absence de support explique, sans doute, l'irrégularité du trajet intracytoplasmique du « parabasal » des *Cryptomonadines* dont Hollande a bien montré la variation et la complexité entre différents genres ou individus. Il faut remarquer, qu'exceptionnellement, une des deux branches de l'appareil de Golgi de *Cryptomonas* sp. suit le rhizoplaste et acquiert un trajet régulier comme en témoignent les clichés électroniques (pl. 25 a). Cette association Golgi-rhizoplaste n'existe pas chez *Chilomonas*.

L'appareil de Golgi des *Cryptomonadines*, orienté en l'absence de fibre parabasale et constitué d'éléments alignés ou dictyosomes, diffère donc considérablement des parabasaux classiques d'autres Flagellés.

CHONDRIOME.

Hollande a figuré, en microscopie optique, le chondriome des *Cryptomonadines* sous la forme de nombreux chondriocontes. En microscopie électronique, Anderson (1962) décrit le chondriome de *Chilomonas paramecium* comme constitué de « longues mitochondries branchues ». Des coupes tangentielles à la surface cellulaire prouvent qu'il s'agit, en fait, d'un réseau compliqué et essentiellement superficiel (pl. 23 a). Les rameaux internes sont généralement plus abondants dans le genre *Cryptomonas*.

Anderson a souligné les très nombreuses variations ultrastructurales de ce chondriome. L'épaisseur des rameaux est très variable, se transformant souvent en branches très grêles, dépourvues de crêtes. Elles sont généralement pourvues de digitations internes en crêtes courtes (pl. 23 a). Comme l'a déjà montré Anderson, ces crêtes peuvent, au contraire, devenir très longues et parfois concentriques.

Il faut encore rappeler qu'il existe une « mitochondrie spéciale » qui entoure le goulot de la vacuole pulsatile (pl. 24 a) comme un calice. Elle est reliée au réseau mitochondrial

superficiel par la région postérieure du Protiste ; nous avons vu, par ailleurs, qu'elle possédait une ramification qui s'ancrait sur le blépharoplaste gauche. Autour du goulot de la vacuole pulsatile, son épaisseur est particulièrement réduite et les crêtes absentes. Nous ignorons la signification de cette association qui rappelle, par sa position, celles des mitochondries des tissus des Métazoaires où siège un important transit d'eau : rein (Rhodin, 1958), tubes de Malpighi (Beams et Col., 1955, Berkaloff, 1959).

PLASTIDOME.

Dans le *Cryptomonas* étudié ici, nous retrouvons le plaste classique des Cryptomonadines, formé de deux lames, une droite et une gauche, réunies par un isthme médio-dorsal. Il ne possède pas de stigma. Sur la face interne de chaque lame, se trouvent des grains d'amidon, répartis en plusieurs points, mais surtout condensés en deux régions postérieures, apparemment extra-plastidiales et correspondant aux amphisomes de Hollande.

Les études au microscope électronique nous apportent des renseignements très intéressants sur ces organites. Notons d'abord que chaque lame plastidiale est logée dans un sac à double membrane, issue d'une évagination du feuillet externe de la membrane nucléaire et comparable à celui décrit par Gibbs (1962 a), chez d'autres Cryptomonadines. Cette formation, dont l'origine est maintenant bien établie, peut donc être considérée comme une formation ergastoplasmique ; elle est d'ailleurs abondamment soupoudrée de ribosomes. Vers l'extérieur, la membrane de ce sac s'applique étroitement à la surface du plaste et le cytoplasme, compris entre ces deux formations, est particulièrement réduit.

Sur la face interne, il existe, au contraire, un espace libre important, entre cette membrane ou celle du noyau et la surface du plaste (fig. 14 a). La membrane double du sac périplastidial présente de très fréquentes dilatations en ampoules, remplies de fibres parallèles, très fines, dont nous ignorons la nature (pl. 26 b).

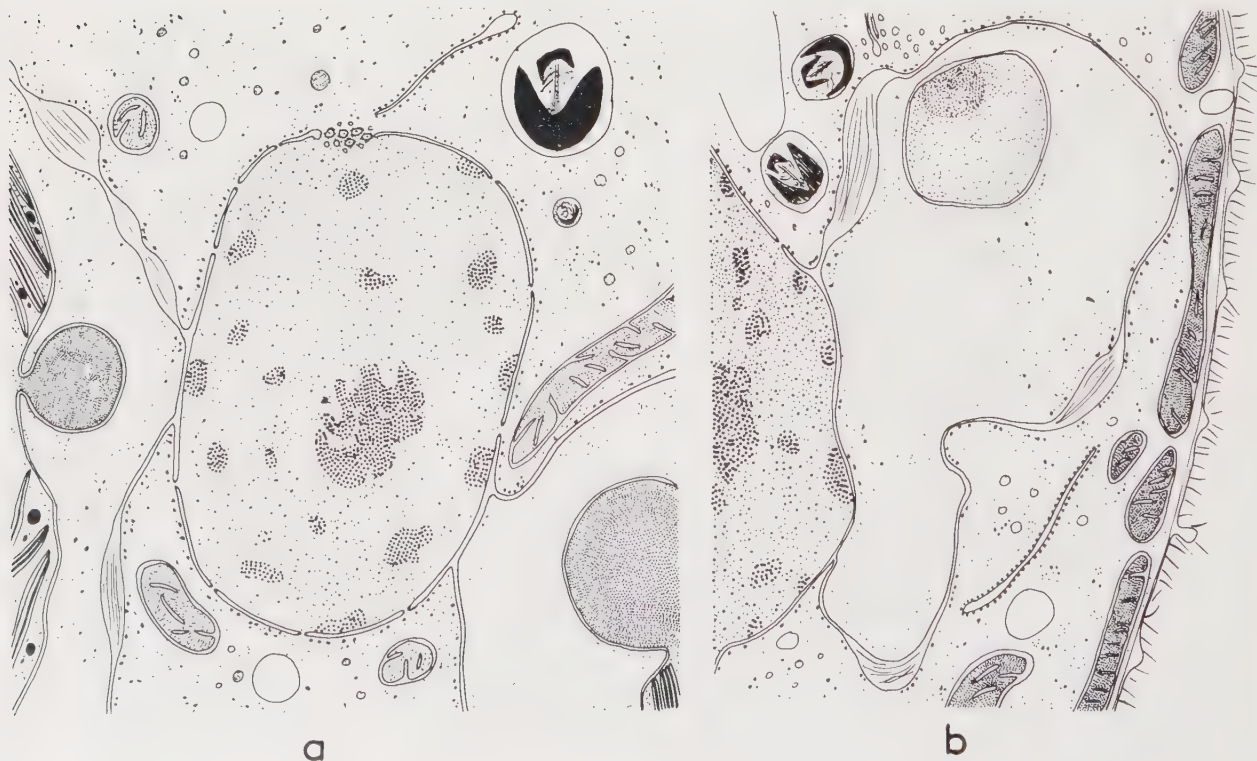


FIG. 14. — Représentation schématique des rapports entre la membrane nucléaire et le sac périplastidial chez *Cryptomonas* sp. (a) et *Chilomonas paramecium* (b).

Le plaste est entouré d'une membrane double, peu épaisse qui enferme un stroma dense, riche en gouttelettes lipidiques, de tailles variées, et des disques. L'agencement et la densité de ces derniers paraissent varier d'un individu à l'autre. D'une manière générale, leur nombre est considérable, souvent groupés en paquets importants, simulant les granums des plantes supérieures. Ces disques présentent, dans le stroma, de fréquents arrêts qui se réalisent souvent au même niveau pour tout un ensemble. On observe également des bifurcations d'un ou de plusieurs disques à partir d'un paquet plus important. A la périphérie, ces différentes unités se terminent au contact de la membrane externe sans présenter avec elle de soudure ou de continuité.

Chaque lame pariétale s'épaissit en une région postérieure de sa face interne et porte un corps plus ou moins pédiculé, osmiophile et dépourvu de disques ; il correspond à l'« amphosome » de Hollande. Cet organite est bien entouré de la membrane plastidiale et doit être considéré comme un pyrénioïde typique (pl. 26 b). L'absence de prolongements des disques à l'intérieur du pyrénioïde a déjà été signalé par Gibbs (1962 a), chez un autre *Cryptomonas* ; sans doute s'agit-il d'un caractère commun au groupe.

Nous savons encore que ce type de pyrénioïde pédiculé, excentrique, est commun chez les Algues. Ces observations confirment celles, déjà anciennes de P.A. Dangeard (1911) qui remarquait « qu'il est bien difficile de dire si le pyrénioïde est complètement indépendant du chromatophore ou s'il est plus ou moins à son contact par l'une de ses faces ». En dehors de ces deux régions massives et bien différenciées existent d'autres nodules sur la face même des lames plastidiales, à stroma dense et provoquant, à l'extérieur du plaste, une condensation d'amidon ; ils doivent donc être considérés comme des pyrénioïdes de moindre importance.

Les polysaccharides s'accumulent à l'extérieur du plaste, à la surface du pyrénioïde.

La place ménagée entre la membrane interne du sac péri-plastidial et la membrane nucléaire est suffisante pour contenir les pyrénioïdes, les réserves et un assez abondant cytoplasme. Cette région semble, par contre, dépourvue de mitochondries et pauvre en formations ergastoplasmiques.

Il était particulièrement intéressant de comparer cette structure assez particulière, avec ses deux sacs enfermant les lames du plaste et pourvus de fibrilles, logées dans des dilata-tions de leur double paroi, à la forme décolorée des *Chilomonas*, chez lesquels Hollande a également décrit des amphosomes.

Anderson (1962) a montré qu'il existait, parfois, des formations fibreuses autour des grains d'amidon et signalé la présence d'une membrane riche en ribosomes autour de ces formations, sans donner d'interprétation à ces différentes figures.

L'examen de nombreuses préparations permet de retrouver une structure très comparable à celle décrite dans la forme colorée *Cryptomonas*. A partir du noyau et plus exactement du feuillet externe de sa double membrane, se forme une évagination qui donne naissance à un sac tout à fait comprable à celui des *Cryptomonas* (fig. 14 b).

Cette formation correspond à la membrane enveloppante, double et riche en grains d'ARN, observée par Anderson (pl. 22). A l'intérieur de cette formation, on rencontre, de temps en temps, un (ou plusieurs ?) corps à membrane double externe et enfermant un stroma, finement granuleux, souvent pourvu d'un nodule excentrique, plus dense ; cet organite correspond à l'amphosome de Hollande (pl. 22, pl. 26 a).

Au voisinage de ce corps ou plus épar-s à l'intérieur du sac, on rencontre de très nombreux grains d'amidon (pl. 21, pl. 22). Notons encore, qu'entre les deux feuillets de la membrane double du sac, se trouvent de fréquents paquets de fibres, tout à fait comparables à ceux observés dans la formation homologue des *Cryptomonas* où ils sont, toutefois, plus abondants ; ces fibres ont également été observées par Anderson qui les assimile à une enveloppe entourant les grains d'amidon (pl. 21).

Il existe donc une étonnante similitude entre la structure des *Cryptomonas* et des *Chilomonas*, c'est-à-dire entre une forme colorée et une forme décolorée ; elle nous autorise à assimiler l'« amphosome » décrit par Hollande, chez les *Chilomonas*, à un leucoplaste.

CORPS DE MAUPAS.

Les images, fournies par la microscopie électronique, n'apportent pas beaucoup de

renseignements sur ces corps énigmatiques. Ils apparaissent entourés d'une fine membrane simple qui enferme quelques lamelles concentriques et périphériques, peu nombreuses, quelques granules ou vésicules, des formations en chevrons, groupés en une masse excentrique ; ces différentes structures sont emballées dans un stroma peu dense et homogène (pl. 21, pl. 25, pl. 26 a). Les éléments figurés sont plus marqués chez les *Chilomonas* que chez les *Cryptomonas*. Cette structure ne rappelle aucun organite cellulaire classique. Ces corps nous ont paru PAS positifs, surtout sur leur cortex, bien qu'ils deviennent difficilement identifiables après cette coloration qui les fait confondre avec les grains d'amidon et nous pensons, comme Hollande, qu'il s'agit de réserves cellulaires dont l'importance est extrêmement variable.

NOYAU.

Le microscope électronique permet de retrouver les grains chromatiques, décrits en microscopie optique, mais sans apporter de renseignements sur leur structure. Le nucléole, volumineux, apparaît particulièrement découpé, spongieux. La membrane double externe est abondamment perforée, comme le prouvent les coupes tangentes à sa surface. Ces pores présentent un bourrelet externe, épaissi irrégulièrement et un granule central ; cette structure correspond ainsi à celle décrite dans de nombreuses cellules de Métazoaires. Les digitations ergastoplasmiques, à partir du feuillet externe, sont rares.

ERGASTOPLASME.

Il est peu abondant chez les Cryptomonadines, représenté par de longs profils tubulaires, déjà observés par Anderson. Nous n'avons pas constaté de rapport entre ces formations et d'autres organites cellulaires.

VACUOME.

Le vacuome, colorable au rouge neutre, n'a pas pu être identifié avec certitude, parmi la grande quantité de petites vacuoles, existant dans le cytoplasme des Cryptomonadines.

La vacuole pulsatile occupe, chez ces Protistes, une position bien définie, marquée par la présence d'un goulot permanent. Elle est, en outre, caractérisée par un cytoplasme réfringent, facile à imprégner à l'osmium ; il existe donc, à sa périphérie, une zone fortement différenciée ou cortex, décrit depuis longtemps.

Au microscope électronique, nous retrouvons facilement les vacuoles coalescentes, classiques, telles que les a observées Hollande, en microscopie optique (1942).

Anderson a également décrit, en microscope électronique, une zone particulièrement riche en vacuoles. Celles-ci semblent se former aux dépens de nombreux tubules, lisses et qui persistent après la systole (pl. 26). Ils représentent, sans doute, le véritable cortex permanent de la vacuole contractile. Les vésicules semblent apparaître par dilatation locale de ces tubules, devenir progressivement coalescentes avant de donner une vacuole unique (pl. 21). Nous n'avons jamais observé de contact entre ce cortex et l'ergastoplasme classique.

Le cytoplasme des Cryptomonadines enferme encore de fréquentes vacuoles lipidiques, très diversement réparties au sein du cytoplasme. Chez *Chilomonas paramecium*, il en existe fréquemment dans la région antérieure, en particulier, au niveau du goulot de la vacuole pulsatile et du sillon vestibulaire. Ces vésicules peuvent atteindre une très grande taille, fait déjà souligné par Hollande.

CONCLUSIONS SUR LES CRYPTOMONADINES.

Bien que les études ultrastructurales, réalisées sur les Cryptomonadines, ne concernent encore qu'un nombre limité de genres et d'espèces, elles font apparaître des caractères cytologiques très particuliers qui soulignent davantage l'homogénéité, déjà bien établie par les observations réalisées en microscopie optique. Parmi ces particularités, nous retiendrons plus spécialement la structure spécifique des trychocystes, l'agencement de la cinétide et, en particulier, du rhizoplaste, la présence d'un appareil de Golgi formé de dictyosomes alignés et orientés en sens inverse des parabasaux classiques d'autres Flagellés, sa polarité vers la base des blépharoplastes en l'absence de fibre directrice, la relative complexité de la vacuole pulsatile.

L'étude de *Chilomonas paramecium* nous montre encore l'existence d'un leucoplaste, organite qui est peut-être plus répandu chez les Phytoflagellés décolorés que ne le laissent supposer les études optiques.

PROTÉROMONADINES

Hors de quelques belles images, données par Bélar (1926) et Kühn (dans Doflein et Reichenow, 1929), la connaissance cytologique et biologique des Protéromonadines est essentiellement due en microscopie optique, aux travaux de Grassé (1926).

Nous avons étudié *Proteromonas lacertae-viridis* Grassi, provenant du rectum de *Lacerta vivipara*, *L. viridis* ou *L. muralis*.

Rappelons brièvement que ce sont des Flagellés en fuseau, longs de 10 à 20 μ pour une épaisseur de 2 à 5 μ . Ils sont fréquents et abondants dans le rectum et souvent associés à *Trichomonas lacertae* Prowazek.

Chez *L. vivipara*, les *Trichomonas* sont généralement plus abondants que les *Proteromonas* ; les proportions s'inversent chez *L. viridis*. Chaque Protiste est pourvu de deux flagelles antérieurs, l'un tractelle, ayant une longueur généralement supérieure au double de celle de la cellule, l'autre traînant, long d'une trentaine de microns, est moins épais que le premier. Ces flagelles s'insèrent sur deux blépharoplastes qui sont reliés au noyau par un rhizoplaste. Le noyau, sphérique, est placé dans le tiers antérieur de la cellule ; il a un diamètre de deux microns environ et possède un, très exceptionnellement deux, nucléoles pariétaux et postérieurs. Les rapports entre rhizoplaste et noyau ont été difficilement interprétés : pour Prowazek (cité dans Grassé, 1926), le rhizoplaste pénètre à l'intérieur du noyau ; pour Grassé (1926), il s'insère sur un centrosome placé à la surface du noyau, opinion qui semble confirmée par les images de Kühn (dans Doflein Reichenow, 1929). Autour du rhizoplaste, se trouvent un ou plusieurs anneaux, facilement détruits par les fixateurs, en particulier par l'acide acétique. Ils ont été différemment interprétés : appareil de Golgi pour Hirschler (1928) qui décrivait par ailleurs un parabasal, mitochondries pour Alexéieff (1927), paracentrosome pour Grassé (1926).

Il existe encore un organite massif qui entoure la région postérieure du noyau, plus ou moins étendu vers l'arrière, ayant souvent une forme en Y et généralement considéré comme un parabasal. De nombreux auteurs ont également observé des grains osmiophiles, placés sous les blépharoplastes, généralement au nombre de deux, interprétés comme un dédoublement de ces organites par Grassé (1926). Les mitochondries ne sont pas connues avec certitude. La région antérieure est pourvue de « grains frontaux », décrits par Grassé. Le cytoplasme est particulièrement riche en vacuoles, de tailles variées. La division et le cycle ont été soigneusement étudiés par Grassé (1926).

Ces très belles observations optiques laissent, néanmoins, subsister un doute sur l'interprétation des structures observées. C'est pour mieux identifier ces différents organites que nous avons entrepris l'étude au microscope électronique de *Proteromonas lacertae-viridis*.

MEMBRANE CELLULAIRE.

La surface cellulaire est ondulée, selon un enroulement sénestrogre, comme l'avait observé Prowazek (cité dans Grassé, 1926) (fig. 15, pl. 27 a, pl. 28, pl. 30 a).

La profondeur des dépressions ainsi créées varie avec les individus et, d'une manière générale, entre la région postérieure et la région antérieure ; elle est beaucoup plus accentuée

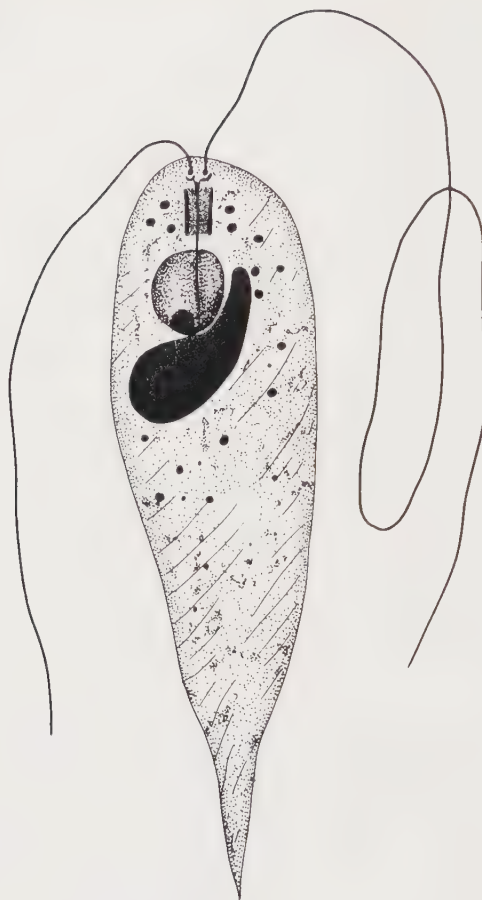


FIG. 15. — *Proteromonas lacertae-viridis*
après fixation osmiée
et coloration à l'hématoxyline ferrique.

dans la région postérieure, comme si l'organisme avait subi un enroulement en tire-bouchon. Cette structure nous a paru générale sur tous les individus.

Nous avons pu la retrouver, en microscopie optique, après certaines imprégnations argentiques (Bodian selon Dragesco, 1962). Cette torsion résulte-t-elle d'une simple réaction du corps à la nage comme le pense Grassé : « Le corps de l'animal en mouvement devient comparable à une feuille de caoutchouc qui serait tirée dans l'eau par une ficelle tournant sur elle-même ». La présence, au fond des dépressions postérieures d'organites sécréteurs nous fait penser, au contraire, à une structure morphologique bien établie et qui pourrait, bien entendu, être accentuée par les mouvements spiraux résultant de la nage comme le remarque Grassé. Le bord antérieur de chaque dépression forme souvent un repli, sorte de lèvre plus ou moins marquée et qui est beaucoup plus constante chez les *Karatomorphidae* comme nous le verrons ci-dessous.

Il existe, au fond des gouttières postérieures, des formations énigmatiques, d'importance variable selon les individus et qui apparaissent comme un chevelu sur le pourtour du Protozoaire (pl. 28 et pl. 29). Il s'agit de bâtons moniliformes, de longueur variable, en moyenne de $0,5 \mu$, hérissés à la surface cellulaire et ancrés dans le cytoplasme sans présenter de rapports avec des organites cellulaires. Ils sont insérés côte à côte, mais régulièrement inclinés et alternés, l'un tourné vers l'avant, l'autre tourné vers l'arrière. Il en résulte, dans les coupes d'orientation favorable, des figures en plume ou en chevron très caractéristiques

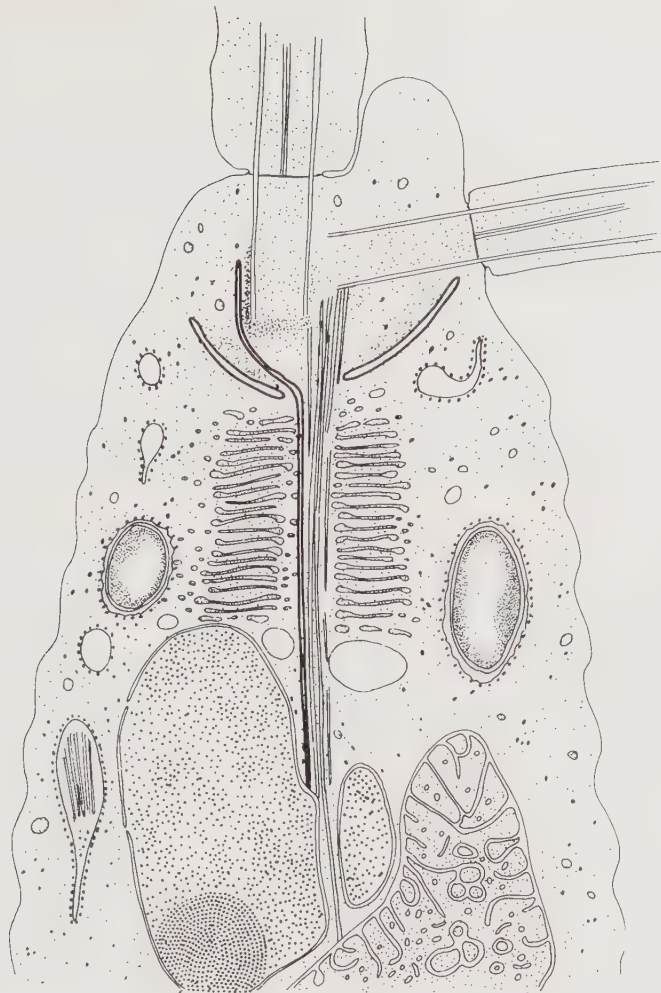


FIG. 16. — *Proteromonas lacertae-viridis* : représentation schématique de la région apicale

(pl. 29 b). Il est bien entendu très difficile de se prononcer sur la nature de ces formations. On peut penser d'abord à une revêtue schizophytique. La localisation vers l'arrière de l'organisme plaide en faveur de cette hypothèse. Par contre, il est impossible de rattacher cette structure à un type quelconque d'organisme connu.

D'autre part, la localisation si précise dans ces fines dépressions, l'absence de toute coloration avec les colorants des acides nucléiques, la disposition régulièrement alterne, nous paraissent des arguments suffisants pour infirmer cette hypothèse. Nous penchons plutôt pour un type de sécrétion, spécial à ce groupe. Il est d'ailleurs possible que ce chevelu joue un rôle dans le phénomène d'agglutination décrit par Grassé (1926). Ces structures filamenteuses favorisent peut-être les accrochages sans pour autant expliquer les causes des interattractions qui apparaissent à ce moment entre les différents individus.

CINÉTIDE.

Les deux flagelles ont un aspect différent, l'un antérieur, étant beaucoup plus épais que le second traînant. Au microscope électronique, ils se montrent constitués d'un système fibrillaire axial classique. Par contre, la gaine cytoplasmique est beaucoup plus développée dans le flagelle antérieur que dans le flagelle récurrent. Les blépharoplastes correspondent

également aux structures déjà connues, avec les neuf tubules triples. Entre le blépharoplaste et le flagelle, existe une cloison (fig. 16, pl. 30 b). A ce niveau, la membrane cellulaire, épaissie et beaucoup plus osmiophile, est étranglée, formant une sorte de bague reliant cloison et membrane cellulaire. Cet ensemble accroît sans doute la cohésion entre l'organite et la surface cellulaire (pl. 30 b). Le blépharoplaste du flagelle antérieur est placé dans le grand axe de la cellule et repose sur une sorte de petite cuvette osmiophile granuleuse. Le blépharoplaste du flagelle récurrent lui est perpendiculaire et contigu dans sa moitié antérieure (fig. 16). A l'opposé de ce contact, sur la face externe libre du blépharoplaste du flagelle antérieur, naît une épaisse fibre, large de 700 Å environ, d'abord tangente à la surface du blépharoplaste, puis contournant sa base pour continuer ensuite dans l'axe du Protiste, formant ainsi un S assez curieux (pl. 27 b, fig. 16). Sur son trajet axial, elle est accompagnée de fibrilles beaucoup plus fines, issues de la face postérieure du blépharoplaste du flagelle récurrent et de la face interne de celui du flagelle antérieur (pl. 27 b). Cet ensemble se dirige vers le noyau qui se creuse en vis-à-vis d'une profonde gouttière. Il faut noter que ce noyau n'est pas médian mais rejeté sur un côté, laissant place à la portion la plus antérieure du cinétoplaste. Il est très difficile de suivre ces fibres et d'avoir des coupes assez bien orientées pour savoir où et comment elles se terminent. Les résultats que nous rapportons ici nous paraissent probables mais non certains.

Il nous semble qu'une grande partie de ces fibres s'arrête sur la surface nucléaire et que, contrairement aux observations réalisées chez d'autres Flagellés, il n'y a pas simplement contiguïté avec la membrane nucléaire mais un véritable ancrage sur elle. Il est, par ailleurs, certains que quelques fibrilles continuent leur trajet au delà du noyau et entrent en contact avec la membrane du cinétoplaste.

Il faut encore signaler que, sous chaque blépharoplaste, se trouvent deux cuvettes osmiophiles, d'importance variable (pl. 27, pl. 30 a). Elles correspondent aux formations observées par Grassé en microscopie optique et décrites comme « deux petits grains un peu en arrière des blépharoplastes, placés l'un contre l'autre, transversalement. Alexéieff en a figuré trois ou quatre ; j'ai également eu l'impression que leur nombre est quelquefois supérieur à deux, ils forment alors un minuscule arc de cercle, à concavité, tourné, vers l'avant ».

Certaines images, obtenues en microscopie électronique, confirment ces remarquables observations. Nous ignorons la signification de ces formations. Il faut souligner la grande complexité de tout ce système, associé aux blépharoplastes, et qui crée un rhizoplaste très important, assurant entre noyau, cinétoplaste et bases des blépharoplastes un lien particulièrement solide. La fibre épaisse de ce tractus, reliant l'un des blépharoplastes au noyau, représente peut-être une fibre parabasale autour de laquelle s'enroule l'appareil de Golgi, comme nous le verrons ci-dessous.

Contrairement aux observations de la microscopie optique, nous n'avons pas observé de formations centrosomiales au niveau du noyau.

APPAREIL DE GOLGI.

Logés entre le sommet du noyau et la base des cuvettes osmiophiles, se trouvent les « bagues » ou « paracentrosomes » des Auteurs. Il s'agit, en fait, d'un appareil de Golgi, caractéristique mais présentant une disposition très particulière. Chaque saccule golgien peut être assimilé à une couronne présentant une activité sécrétrice assez abondante avec émission de vésicules sur ses bords internes ou externes. Ces couronnes, généralement plus de vingt, s'empilent les unes au-dessus des autres et réalisent un cylindre creux axé par le rhizoplaste et, en particulier, par sa fibre épaisse qui représente peut-être, comme nous l'avons signalé, ci-dessus, une fibre parabasale (pl. 27, pl. 28).

Nous n'avons pas trouvé de coupures dans cet empilement. Après de bonnes fixations, on observe toujours un empilement régulier au microscope électronique et un cylindre en microscopie optique. Ce fait est d'ailleurs confirmé par des observations *in vivo* au contraste de phase.

Il est fréquent que la partie profonde, en contact avec le noyau, possède de très grosses vacuoles, résultant d'une transformation des feuillettes profonds. Ces formations correspondent sans doute à la vacuole parabasale décrite par Grassé. Elle apparaît vide en

microscopie électronique, son contenu ayant sans doute été dissous au cours des manipulations d'inclusion.

GRAINS FRONTAUX.

Dans la région antérieure du Protiste, on trouve en plus ou moins grande abondance, des grains se colorant par les techniques mitochondriales mais particulièrement résistants à l'acide acétique ; par analogie à certaines formations des Métamonadines, Grassé les dénomme « grains frontaux ».

Ces grains occupent généralement la périphérie de la cellule à hauteur de la formation golgienne mais peuvent devenir beaucoup plus abondants et gagner sa région postérieure (pl. 23, pl. 30 a).

Chaque grain apparaît entouré d'une double membrane, de 200 Å d'épaisseur environ et enferme un cortex de petits granules osmiophiles, surtout périphériques. Vers l'extérieur, cet ensemble paraît souvent entouré d'une membrane cytoplasmique, simple et pourvue de ribosomes ; cette dernière enveloppe est peut-être responsable de leur résistance à l'acide acétique. Nous ne pouvons pas assimiler ces grains à des organites cellulaires connus ; la possibilité d'organites symbiotes n'est pas exclue.

CINÉTOPLASTE ET CHONDRIOME.

Le cinétoplaste correspond au « parabasal » de la microscopie optique, figuré par Grassé. Sa structure est typiquement celle d'une mitochondrie, particulièrement riche en tubes, issus du feuillet interne de la membrane double enveloppante et présentant entre eux de fréquentes soudures réalisant dans le stroma de curieuses figures en arabesques (pl. 28, pl. 30 a). Cet organite présente un grand nombre de caractères communs avec le chondriome : structure, fragilité aux fixateurs contenant de l'acide acétique, colorations, etc. Par contre, il nous a été impossible, pas plus que nos prédécesseurs, de le colorer au Vert Janus.

Il nous paraît assez logique d'assimiler cette formation à la portion mitochondriale du cinétoplaste telle qu'elle s'observe dans les deux Ordres voisins des Bodonidés et des Trypanosomidés. Il en diffère surtout par son absence en A D N fibrillaire qui entraîne, bien entendu, des différences cytochimiques : absence de coloration par la méthode de Feulgen ou par le vert de méthyle dans la méthode de Benda. Il se colore intensément à la pyronine dans cette dernière technique, mais cette coloration persiste après action de la ribonucléase et il ne possède donc pas d'A R N.

On peut se demander si ce corps représente à lui seul le chondriome et s'apparente ainsi à la mitochondrie unique des Bodonidés. Après action du vert janus, on colore quelques granules surtout antérieurs. Nous ne retrouvons pas de formations correspondantes, présentant une structure mitochondriale en microscopie électronique et il est possible que le vert janus se dépose sur les grains frontaux. On sait, qu'à partir du cinétoplaste, existent des « expansions latérales qui semblent s'écouler dans la masse centrale » et bien observées par Grassé. On retrouve ces formations en microscopie électronique, au voisinage et généralement en arrière du cinétoplaste ; ce sont des corps globuleux de plus ou moins grande taille, présentant une structure voisine de cet organite, mais semble-t-il altérée par disparition progressive des digitations internes. Nous ignorons la destinée de ces vésicules (pl. 28).

NOYAU ET ERGASTOPLASME.

Le noyau est entouré d'une classique membrane double perforée et enferme un nucléole toujours postérieur et intimement accolé à la surface nucléaire. Les pores apparaissent en particulier après fixation au permanganate comme de simples perforations de la membrane nucléaire. Les desquamations, à partir du feuillet externe, semblent peu fréquentes.

L'ergastoplasme est d'ailleurs peu abondant chez ce Protiste mais s'y présente sous une forme très particulière. Il s'agit de formations tubulaires, allongées, fréquemment dilatées en ampoules enfermant des fibrilles ; ces fibres fines et parallèles proviennent peut-être d'une formation nucléaire, observée par Grassé en microscopie optique et dénommée « corps para-nucléaire » (1952). Cette formation, très inconstante (communication personnelle de M.

Grassé), est très difficile à mettre en évidence en microscopie optique et, à plus forte raison, en microscopie électronique. Nous ne l'avons rencontré qu'une seule fois, constituée d'un paquet de fibrilles parallèles et contiguës, très comparables à celles que nous avons décrites ci-dessus, logées entre les deux feuillets de la membrane nucléaire (pl. 30 c). Certaines figures suggèrent un contact possible entre les formations ergastoplasmiques à fibrilles et la membrane nucléaire. Nous pensons que les « corps paranucléaires » sont éjectés dans le cytoplasme où ils donnent naissance à ces formations ergastoplasmiques à fibrilles si particulières.

La taille des vésicules à fibrilles est telle que leur étude cytochimique est très difficile.

VACUOME.

Le cytoplasme des *Proteromonas* enferme une très grande quantité de vacuoles à contenu homogène et peu dense ; leur taille est extrêmement variable, diminuant d'une manière générale vers la périphérie de l'organisme. Il existe, en effet, sous la membrane cellulaire, en particulier dans la région postérieure, une grande quantité de vésicules, d'une taille moyenne de 0,1 μ de diamètre et qui viennent s'ouvrir à la surface cellulaire (pl. 28, pl. 29).

L'origine de ces différentes vacuoles est sans doute multiple ; il est probable que les plus gros éléments, colorables en rouge neutre et décrits par Grassé (1926), correspondent à des portions dégénérées du cinétoplaste. Les vacuoles lipidiques sont peu nombreuses et de petite taille.

Il faut noter que ces Protistes, dépourvus de cytostome et osmotrophes, ne possèdent pas de vacuoles digestives compliquées et si caractéristiques de nombreux Protozoaires. Nous avons vu, ci-dessus, qu'ils possédaient des ondulations régulières à leur surface et que le bord antérieur de chaque dépression formait un repli plus ou moins accentué en lèvre ; cette structure rappelle les microvillosités d'autres Protozoaires osmotrophes (Grégarines, Opalines).

CONCLUSIONS SUR LES PROTEROMONADINES.

Si on admet qu'il existe un cinétoplaste chez les Protéromonadines, la parenté entre les trois Ordres des Bodonidés, Trypanosomidés et Protéromonadinés, se trouve encore accentuée. Le Super-Ordre des Protomonadines de Grassé (1952) devient alors particulièrement homogène, groupant des formes anaxostylées et cinétoplastidiées, à condition d'en exclure les Choanoflagellés, Ordre que nous rangeons, comme d'autres Auteurs, au voisinage des Chrysomonadines.

Ces trois Ordres ainsi groupés montrent néanmoins quelques différences. La membrane des Trypanosomidés est doublée intérieurement de fibrilles qu'on retrouve également chez le Bodonidé *Cryptobia heliciis* (Pyne, 1959) mais non chez *Bodo sp.* (Pitelka, 1961). Chez cette dernière espèce, les neuf fibres persistant autour du cytostome ont sans doute, comme le fait remarquer Pitelka (1961), une origine très différente. Il existe un cytostome chez les Trypanosomidés ; cette formation n'est pas constante chez les Bodonidés, elle manque chez les Protéromonadines.

Le cinétoplaste des Protéromonadines est dépourvu d'ADN et diffère ainsi quelque peu de celui des deux autres Ordres. La cinétide de *Proteromonas* paraît encore très compliquée par rapport à celle des Bodonidés ou Trypanosomidés. Enfin, l'absence de chondriome classique, la présence de grains frontaux paraissent autant de caractères spécifiques des Protéromonadines.

Les *Karatomorphidae* s'intègrent indiscutablement dans les Protéromonadines. Les quelques observations préliminaires que nous avons réalisées au microscope électronique sur *Karatomorpha bufonis* Travis (*Tetramastix bufonis* Alexéieff) nous montrent un cinétoplaste tout à fait comparable à celui des *Proteromonas*.

L'appareil de Golgi correspond alors aux « corps énigmatiques » antérieurs, décrits par Grassé (1952).

Contrairement aux observations de cet Auteur, la striation du corps est permanente, bien visible en microscopie optique et remet en doute la validité de l'espèce *swesi* (Travis).

Cette striation est due à des ondulations de la surface cellulaire, comme chez *Proteromonas*, mais avec un repli très prononcé du bord antérieur de chaque dépression. Reste le genre *Dimoeriopsis destructor*, parasite des œufs de Lymnée et décrit par Hollande et Pesson (1945). Nous avons essayé de le retrouver sans succès. Cette espèce est vraisemblablement dépourvue de cinétoplaste, organite très développé, qui n'aurait pas dû échapper à l'observation des Auteurs ; sa parenté avec les Protéromonadines devient donc assez hypothétique.

La présence d'un appareil de Golgi normal chez les Karatomorphidés pose le problème de l'origine de celui de *Proteromonas*. Reprenant une idée d'Hovasse (communication personnelle), on peut se demander si cet ensemble plastique ne présente pas une structure réactionnelle, créée par des ondes, courant le long du rhizoplaste et déterminées par les mouvements flagellaires.

Pour vérifier cette hypothèse, il faudrait pouvoir suivre l'évolution de l'appareil de Golgi après la division.

TRICHOMONADINES

L'étude de *Proteromonas lacertae-viridis* nous a naturellement amené à observer *Trichomonas lacertae* Prowazek qui est, au moins chez *Zootoca vivipara* Jacquin, aussi abondant dans nos préparations que l'espèce précédente.

Il existe en microscopie optique un très grand nombre de travaux relatifs aux Trichomonadines ; on doit à Grassé une importante synthèse de ces travaux (1952).

C'est également cet auteur qui a donné une étude cytologique détaillée de *Trichomonas lacertae* (1926). Récemment, Honigberg (1963) a fourni une étude sur l'évolution et la systématique des Trichomonadines ; cet article comporte une très importante bibliographie.

Rappelons brièvement que ce Flagellé a une forme allongée, souvent même en fuseau, dont l'extrémité postérieure, plus effilée, se recourbe quelquefois pour donner des individus à contour sphérique. Sa longueur moyenne est d'environ 20 μ pour une largeur de 5 μ . Il possède trois flagelles antérieurs, groupés en faisceau et un flagelle récurrent qui soulève une importante membrane ondulante.

Après fixation et coloration, on met en évidence une bande cytoplasmique différenciée sous le flagelle récurrent ; au voisinage de cette formation, mais plus vers l'intérieur de la cellule, se trouve la côte qui suit le trajet du flagelle récurrent et fait souvent saillie à l'extérieur du Protiste dans sa région la plus postérieure. L'axostyle a la forme d'un cône effilé dont la portion dilatée antérieure loge le noyau et le parabasal. Ce dernier organite est relié aux blépharoplastes par une fibre parabasale. L'intérieur de l'axostyle contient un grand nombre de granules chromophiles ou grains endoaxostyliques. Dans sa partie terminale, il est entouré d'une ou de plusieurs bagues. Le cytoplasme enferme encore de nombreuses vacuoles et des granules dont l'homologie avec le chondriome est mal établie.

Bien qu'Anderson et Beams aient apporté plusieurs études ultrastructurales de *Trichomonas muris* Grassi (1955, 1957, 1959, 1961), il nous a paru utile de reprendre, ici, la description de *Trichomonas lacertae*.

MEMBRANE CELLULAIRE.

Elle est réduite à la double membrane plasmique (pl. 31, pl. 32, pl. 37), dépourvue de toute formation fibreuse interne sauf au niveau du flagelle récurrent où existent des formations surnuméraires qui seront étudiées avec la cinétide. Cette membrane est souvent ondulée, donnant l'impression d'une certaine plasticité. On observe des vésicules qui viennent s'ouvrir à sa surface.

Nos observations ne nous permettent pas de mettre en évidence un cytostome dans la région antérieure.

CINÉTIDE.

Nous adopterons pour les *Trichomonas* l'orientation suivante : le flagelle récurrent, issu de la région apicale, occupe la région antérieure et se trouve à la droite de l'observateur.

L'ensemble des flagelles sort sur la face gauche du Protiste, latéralement à une petite proéminence cellulaire, qui, elle, occupe la face droite. Ces flagelles s'insèrent au fond d'une étroite dépression, sorte de puits, non visible en microscopie optique ; la dilatation apicale, située à gauche du goulot flagellaire, loge, en partie, la « tête » dilatée de l'axostyle ou capitulum dans laquelle se trouve le noyau et l'appareil de Golgi.

Cette disposition est facile à reconnaître sur les coupes transversales de la région antérieure de *Trichomonas lacertae*.

Le puits flagellaire est dépourvu de fibres internes de soutien. Les trois flagelles antérieurs ont leurs axes parallèles à celui du Protiste ; l'axe du flagelle récurrent leur est perpendiculaire.

Le goulot flagellaire, dans sa région la plus profonde, s'aplatit en une fente perpendiculaire à l'axe antéropostérieur du Flagellé. Un des flagelles est placé sur son bord antérieur, les deux autres sur son bord postérieur. Ces trois organites sont disposés à angle droit, le plus antérieur et l'un des postérieurs étant placés sur la face gauche, le troisième, postérieur sur la face droite.

Cette disposition explique que sur les préparations en frottis destinées à la microscopie optique les deux flagelles postérieurs restent toujours intimement associés. Le blépharoplaste du flagelle récurrent occupe le fond du goulot flagellaire, s'insère sur la face droite, tangentiellement au flagelle droit antérieur et sa base vient en contact avec les deux blépharoplastes postérieurs.

Pour plus de clarté, nous représentons cet ensemble par la figure 17 et adoptons, pour ces différents organites, la nomenclature suivante : 1 pour le blépharoplaste du flagelle antérieur, issu de la lèvre antérieure du goulot flagellaire et placé sur la face gauche de ce sillon, 2 pour le blépharoplaste du flagelle antérieur, inséré sur la lèvre postérieure et sur son bord gauche, 3 pour le blépharoplaste du flagelle antérieur inséré sur la lèvre postérieure mais sur sa face droite, 4 pour le blépharoplaste du flagelle récurrent, inséré tangentiellement au 1, mais sur la face gauche (fig. 17, fig. 18, pl. 33, pl. 34, pl. 35, pl. 36).

Chaque flagelle possède son axe classique de neuf paires de fibrilles correspondant aux figures classiques, décrites dans les cils et flagelles. Sur les coupes longitudinales, il est difficile de trouver la limite entre flagelle et blépharoplaste, aucun voile ou grain n'existant à la base du flagelle (pl. 34 b, pl. 36 b). Les coupes transversales montrent néanmoins un blépharoplaste classique avec ses neuf paires de triple tubules mais qui a toutefois conservé les fibrilles centrales du flagelle, les attaches radiales et les fibrilles secondaires (pl. 34 b, pl. 35 b).

A mi-hauteur, des blépharoplastes des flagelles antérieurs s'insèrent quelques fibres radiales, sortes de bras qui représentent, sans doute, un système d'ancrage intracytoplasmique, comparable à celui que nous avons décrit ci-dessus, chez les Cryptomonadines (pl. 33).

Nous n'avons jamais rencontré de formations granuleuses au sein du blépharoplaste, telles que les ont décrites Anderson et Beams, chez *Tritrichomonas muris* (1961).

On peut se demander ici à quoi correspondent les deux centrioles décrits par de nombreux auteurs en microscopie optique, et qui ont fait l'objet d'une étude récente de Cleveland sur *Trichomonas gigantea* (1961). L'un de ces blépharoplastes joue-t-il le rôle de centriole au moment de la division ? Y a-t-il induction d'un centriole au voisinage de l'un des blépharoplastes ? Il est encore impossible de répondre à ces questions.

La gaine cytoplasmique qui entoure les flagelles antérieurs est peu développée.

La gaine du flagelle récurrent est, au contraire, largement dilatée et forme un manchon prismatique, à base opposée à la surface cellulaire et à sommet externe enfermant le cylindre fibrillaire.

La bande cytoplasmique, sous-jacente au flagelle récurrent, se soulève progressivement à partir de sa naissance et forme une sorte de repli à la surface du Protiste (pl. 31). Ce bourrelet, de mieux en mieux individualisé, se complique de formations fibreuses que nous décrirons ci-dessous et peut être pédiculé sur une fine lame cytoplasmique et atteindre une hauteur fréquente de 1 micron (pl. 37 b). Finalement, sur la majeure partie de son trajet, le flagelle récurrent court sur une sorte de lame cellulaire, sans qu'il existe de soudures morpho-

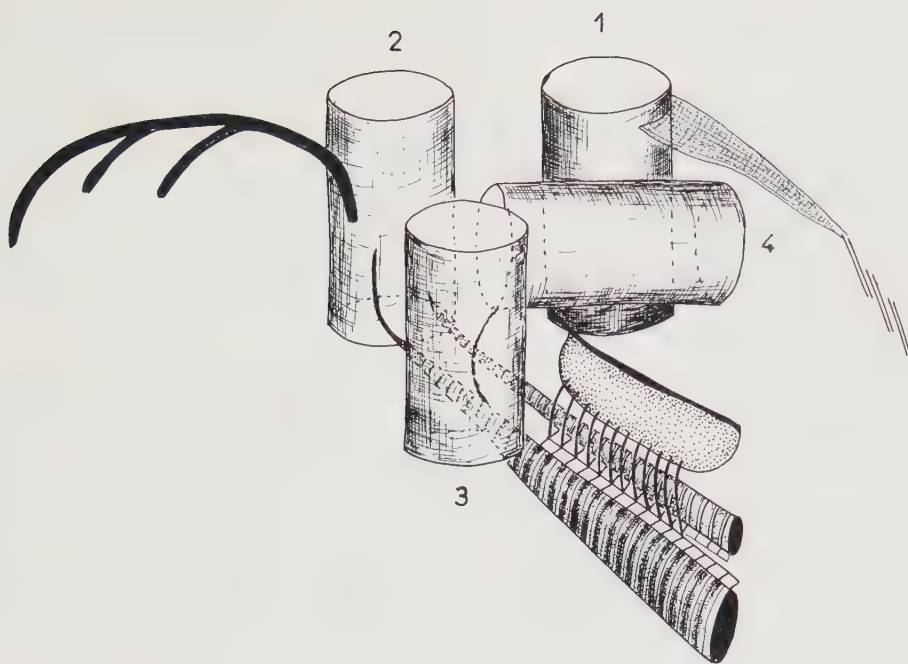


FIG. 17. — *Trichomonas lacertæ* : représentation schématique de la région blépharoplastique

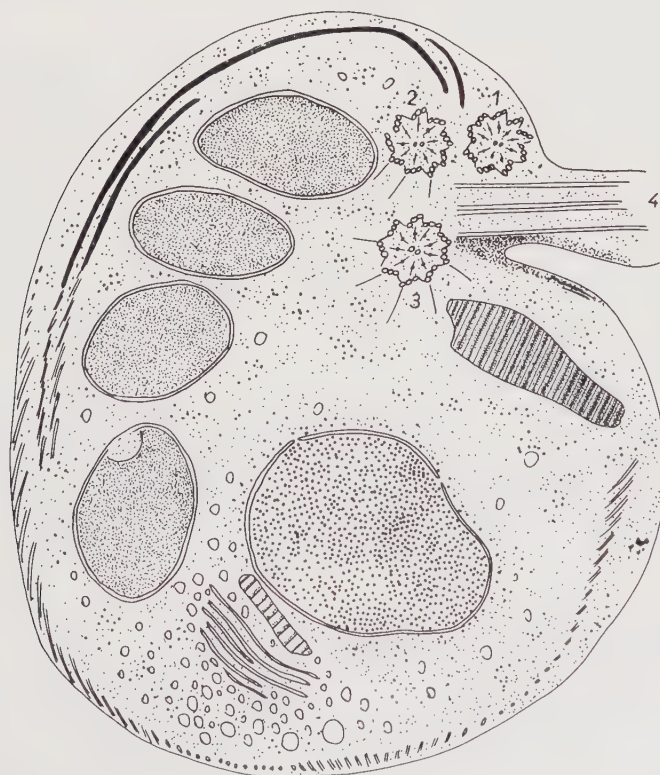


FIG. 18. — *Trichomonas lacertæ* :
coupe apicale perpendiculaire à l'axe des flagelles antérieurs.

logiques apparentes entre ces deux formations ; la liaison fonctionnelle entre les deux systèmes existe pourtant et explique la particulière importance de la membrane ondulante de *Trichomonas*.

Dans la gaine du flagelle récurrent, sur la base élargie et opposée à la surface cellulaire, se trouve une sorte de film, légèrement osmiophile et difficile à mettre en évidence (pl. 37 b). Trois formations analogues, mais généralement plus marquées, occupent la portion la plus externe du repli cytoplasmique, placée en vis-à-vis de la gaine du flagelle récurrent (pl. 37 b). Dans ce même repli, se développe un ensemble de cinq rubans perpendiculaires aux films précédemment cités et plus internes. Ces lamelles sont plus ou moins dilatées localement en cisternes et s'enfoncent vers l'intérieur jusqu'au niveau de la membrane cellulaire où elles se résolvent en petites vésicules (pl. 31). Elles occupent donc pratiquement toute la hauteur du repli cytoplasmique (pl. 31, pl. 37 b).

Il est possible qu'il existe, d'une manière inconstante, une sixième formation, très peu développée. Ces cinq lames se réunissent par leur sommet pour former une sorte de sac aplati, placé sous les trois films périphériques (pl. 31, pl. 37 b). Ces cinq formations ne présentent pas un développement égal ; il existe, en opposition, à chaque extrémité, une très grande lame et une petite, avec au centre, trois intermédiaires entre ces deux extrêmes (pl. 31).

Cet ensemble, très compliqué, semble s'établir progressivement à partir du blépharoplaste du flagelle récurrent. Sous ce dernier, il existe une masse granuleuse et osmiophile (pl. 34 b, pl. 35 a), mais ni formation rubannée, ni repli cellulaire. Le flagelle se trouve souvent, au contraire, logé dans une petite dépression cytoplasmique qui suggère alors une coaptation (pl. 32).

C'est à partir de la masse osmiophile sous-blépharoplastique que s'organise progressivement les différents systèmes fibreux en même temps que s'individualise le repli cytoplasmique (pl. 35 a). Nous ne connaissons pas la signification physiologique de ce complexe.

C'est également à partir de la région centrosomienne que se forment d'autres organites comme la côte, le filament parabasale, l'axostyle. Les études de la division, en microscopie optique, ont établi ces rapports depuis longtemps.

L'axostyle est constitué de fibres creuses, parallèles, de 250 Å d'épaisseur environ et qui réalisent une sorte de rideau à lanières, enroulé sur lui-même et enfermant une quantité d'organites cellulaires (pl. 31, pl. 32, pl. 33, pl. 34, pl. 35). Localement, il semble exister des ruptures avec formation de deux lèvres, pouvant plus ou moins glisser l'une sur l'autre et donner naissance à deux feuillets emboîtés (pl. 31).

Toutefois, l'enroulement est toujours réduit et la plus grande portion interne de l'axostyle est libre de fibres. L'axostyle remonte très haut sur la face gauche et toute la portion postérieure du Protiste (pl. 34, pl. 35). Il s'arrête, par contre, bien en dessous de la région blépharoplastique sur les faces antérieure ou droite. On sait qu'au moment de la division, cet organite disparaît puis se reconstitue *de novo* à partir de la région flagellaire. Ce rapport entre l'axostyle et les blépharoplastes, évident en microscopie optique, est beaucoup plus difficile à retrouver en microscopie électronique.

En coupe transversale, sur la face externe du blépharoplaste 2, naît une fibre très épaisse, en forme de virgule, et sur laquelle s'insèrent régulièrement d'autres formations semblables, au nombre de huit (pl. 33, pl. 34, pl. 35, pl. 36 c). Cet ensemble forme une sorte de peigne dont les dernières dents se courbent tangentiellement à la surface cellulaire. Chaque dent se continue vers la région postérieure du Flagellé et à sa périphérie et se transforme progressivement en tubules (pl. 33, pl. 34 a). Il est fort probable que cet ensemble correspond au filament portant des granules, observé par Grassé, lors de la réorganisation de l'axostyle (1952).

Il faut encore noter que, sur la face opposée, antérieure, certaines fibres axostylaires viennent s'ancrer à la surface du blépharoplaste 1 par l'intermédiaire d'un système finement fibreux (pl. 34, pl. 36 d). La naissance de cet axostyle, au voisinage du blépharoplaste 2, se retrouve sur les clichés d'Anderson et de Beams (1955, 1957, 1959, 1961) qui l'interprètent comme une zone interne, discontinue de l'axostyle. Tenant compte de leur rôle pendant la genèse de l'organite, nous proposons de les dénommer *baguettes pré-axostylaires*.

Quant à la bague ou aux bagues qui entourent la portion terminale de l'axostyle, on sait depuis les travaux d'Anderson et Beams qu'il s'agit d'anneaux ergastoplasmiques. Nos observations confirment ces résultats sans apporter d'explication à cette curieuse localisation (pl. 31).

Sous le blépharoplaste du flagelle récurrent 4, de notre nomenclature, se trouve un énorme corps osmiophile, relié par une épaisse fibre à la base du blépharoplaste 1 (pl. 32, pl. 35 b, pl. 36 d). On peut se demander si cet organite ne correspond pas à celui décrit, en microscopie optique, sous le nom de *Pelta*. Sous la face interne de ce corps, que nous appellerons « *corps sous-blépharoplastique* », se trouve une formation périodique, sorte de peigne dont les dents coudées viennent en contact avec la côte et plus précisément avec ses stries sombres telles que nous les décrirons ci-dessous (pl. 35 a, pl. 36 c et f).

Cette côte, excentrique par rapport au corps sous-blépharoplastique, passe sous le blépharoplaste du flagelle récurrent 4 (pl. 35 a), tout à fait dans sa région postérieure et souvent même, au moins en partie, sous le blépharoplaste 3 (pl. 36 b), continuant sa course en direction des blépharoplastes 1 et 2. Les structures sont très intriquées et compliquées dans cette région et il est difficile de suivre avec certitude le devenir de ces différentes fibres. La côte semble bien contacter un rapport fibrillaire avec la base du flagelle récurrent, comme le proposent Anderson et Beams (1961) (pl. 36 d, pl. 35 a), mais, il est également certain que cet organite ne s'y arrête pas, autrement dit, ne prend pas naissance à partir de ce blépharoplaste. Certaines préparations nous prouvent que la côte se continue jusqu'à une fibre épaisse, logée sous la base du flagelle 2 (pl. 36 b) ; cette fibre peut parfois se couder, devenir contiguë à la face du blépharoplaste et la côte semble alors affronter latéralement l'organite. La côte présente donc des rapports avec le flagelle 2 d'où elle paraît issue, avec le flagelle 4 et avec le peigne du corps sous-blépharoplastique qui présente la même période qu'elle.

La côte est en effet un organite périodique très caractéristique. Nous distinguerons, dans cette formation squelettique, deux ensembles qui rappellent fortuitement les images de muscle strié, obtenues en microscopie optique : des disques sombres et des disques clairs, chaque disque étant lui-même traversé par une strie médiane. Sur un côté seulement de cette baguette rigide, se trouvent des formations en arceaux, reliant les stries médianes de chaque disque sombre (pl. 31 et pl. 37 a). Cette asymétrie trouve son explication dans son origine à partir des dents du peigne du corps sous-blépharoplastique.

La période mesurée entre chaque strie médiane des disques sombres est sensiblement de 500 Å (pl. 37).

L'origine de la fibre parabasale, plus fine que la côte, est encore plus difficile à établir. Elle nous paraît finalement être également issue du blépharoplaste 2 et avoir des rapports avec les dents du peigne du corps sous-blépharoplastique, ce qui explique peut-être la périodicité commune aux deux organites ainsi que la présence d'une même figure en arceaux excentriques (pl. 32, pl. 33, pl. 34 a, pl. 35, pl. 36). Dans les clichés de meilleure résolution, il semble qu'une structure fibreuse longitudinale se superpose à la périodicité transversale (pl. 32). Cette fibre paraît pouvoir se dédoubler en fibrilles secondaires, au niveau du noyau (pl. 35).

Nos figures montrent encore que le blépharoplaste 3 porte, sur sa face droite, une fibre en virgule, dirigée vers l'avant du Protiste, passant au voisinage de la côte sans que nous puissions encore préciser ses rapports possibles avec cet organite (pl. 34 b, pl. 35 a et b).

Remarquons que, dans cet ensemble, le blépharoplaste 2 semble avoir un rôle morphologique prépondérant, étant à l'origine de la plupart des formations fibreuses de la cinétide. Le rôle et la signification du corps sous-blépharoplastique reste très énigmatique ; il serait en particulier intéressant de connaître son devenir au moment de la division.

APPAREIL DE GOLGI.

Il s'agit d'un énorme parabasal typique, impair, axé par une fibre parabasale périodique, longeant la surface nucléaire et décrite ci-dessus (pl. 32). En dehors de cette formation principale, il existe quelquefois de petits dictyosomes libres, placés à différents endroits de la région apicale. Le corps principal est constitué d'une quinzaine de saccules serrés, donnant naissance par leurs extrémités et par la face opposée à la surface nucléaire à un très grand

nombre de petites vésicules golgiennes ; ces formations sont de petite taille, 0,1 μ en moyenne, osmiophiles et réalisent un véritable cortex autour de l'appareil de Golgi ; elles sont également très nombreuses dans toute la région apicale du Flagellé.

CHONDRIOME ET GRAINS ENDOAXOSTYLAIRES.

Le chondriome pose un des problèmes les plus difficiles à résoudre dans la cytologie de ces Protistes. La microscopie électronique a établi un schéma caractéristique de ces organites qui, malgré de nombreuses variations, restent généralement faciles à identifier dans les cellules.

Chez les *Trichomonas*, aucune formation ne rappelle nettement cette structure typique. On sait pourtant que les techniques mitochondriales mettent en évidence, en microscopie optique, une grande quantité de petits grains en même temps qu'elles colorent les grains endoaxostylaires et frontaux. Dans cette espèce, les grains frontaux sont logés dans le sommet de l'axostyle. Leur ultrastructure ne diffère pas de celle des grains endoaxostylaires. Ils subissent parfois une sorte de polarisation par rapport aux blépharoplastes avec des alignements en chaînes (pl. 34 b). L'ensemble de ces granules, grains frontaux ou grains endoaxostylaires, les premiers ne représentant sans doute qu'une variété des seconds à cause de leur position, apparaissent toujours entourés d'une fine membrane double enfermant un stroma granuleux, osmiophile et homogène (pl. 34 b, pl. 36 b). Chacun possède encore un petit corps pariétal et interne, moins dense, difficile à couper et dont l'origine, en particulier par rapport à la membrane enveloppante, n'a pas pu être établie avec certitude (pl. 34 b, pl. 36 b). A l'intérieur de l'axostyle, mêlés à ces granules, se trouvent d'autres organites cellulaires, ergastoplasme, vacuoles de taille et sans doute d'origine différentes, etc.

Ces grains endoaxostylaires, avec leur dilatation interne caractéristique, ne se rencontrent que très exceptionnellement dans le cytoplasme extra-axostylaire.

On trouve par contre dans cette région de nombreux bâtonnets ou sphérules de petite taille, 0,2 μ en moyenne, entourés également d'une fine membrane double et pourvus d'un contenu très difficile à résoudre (pl. 31, pl. 32). Ces organites apparaissent souvent pourvus d'une région centrale moins dense.

Ces deux types de granules, grains endoaxostylaires et extra-axostylaires, se rencontrent chez tous les *Trichomonas* étudiés.

Chez *Trichomonas batrachorum* Perty, les grains extra-axostylaires présentent des profils beaucoup plus variés, avec des formes très allongées fréquentes. Ils rappellent alors beaucoup plus des éléments mitochondriaux. Il est, par ailleurs, évident que ces formations correspondent aux grains colorables dans le cytoplasme par les techniques mitochondriales en microscopie optique et nous pouvons les assimiler au chondriome. Il devient alors très difficile de connaître la signification exacte des grains endo-axostylaires. Il n'est pas impossible qu'ils résultent d'une évolution spéciale à partir du système précédent de grains mitochondriaux enfermés dans l'axostyle au cours de sa réorganisation post-mitotique. On ne comprendrait pas en effet comment ces grains se trouveraient localisés dans cet organite qui disparaît régulièrement à chaque division, provoquant ainsi un mélange entre ces différentes formations.

NOYAU.

Il est entouré d'une membrane double, à surface tourmentée et richement pourvue en pores. Le feuillet externe donne naissance à de fréquentes digitations ergastoplasmiques (pl. 31, pl. 32).

Dans une série d'inclusions, le nucléoplasme était fréquemment, mais non toujours, pourvu de corps sphériques de 0,5 μ de diamètre environ et que nous assimilons à des bactéries parasites. Quelques uns de ces organismes se rencontrent également dans la région apicale du Flagellé (pl. 33). Ces formes sont tout à fait comparables à celles décrites par Roth (1959), chez l'Euglénien *Peranema trichophorum* ou par de Puytorac (1961) chez le Cilié *Metaradiophrya gigas* et interprétées également par ces Auteurs comme des bactéries.

ERGASTOPLASME.

Il est très abondant chez cet organisme, souvent sous forme de saccules empilés, soit richement pourvus de ribosomes, soit au contraire lisses. Sa répartition dans le cytoplasme est extrêmement variable avec toutefois une plus grande abondance vers la région nucléaire.

VACUOME.

Le cytoplasme est richement pourvu en vacuoles dont il est souvent difficile de connaître l'origine. Une partie provient, comme nous l'avons vu ci-dessus, de l'activité golgienne. On trouve également les vacuoles digestives, très caractéristiques de nombreux Protozoaires, de tailles et structures variées, enfermant souvent des amas de vésicules, des gouttelettes lipidiques et de fréquentes figures myéliniques (pl. 31). Nous ignorons où et comment se fait l'ingestion des particules alimentaires.

CONCLUSIONS SUR LES TRICHOMONADINES.

Il est difficile de comparer la cytologie fine de ces formes dont on ne connaît encore qu'un nombre restreint d'espèces.

La côte semble posséder la même structure chez *Tritrichomonas muris* (Anderson et Beams, 1955, 1957, 1959, 1961), chez *Trichomonas lacertae*, *Trichomonas caviae*, *Trichomonas batrachorum*, *Trichomonas colubrorum* (observations personnelles). Il s'agit donc d'une formation spécifique de ce groupe.

La membrane ondulante est au contraire sujette à variation selon les espèces. Chez *Trichomonas muris*, il existe bien un matériel osmiophile non résolu à l'intérieur de la gaine du flagelle récurrent, mais ce flagelle ne repose pas sur un repli cellulaire (Anderson et Beams). C'est une structure très voisine qui semble exister chez *Trichomonas caviae* (observation personnelle) avec un cylindre osmiophile dans la gaine du flagelle récurrent et un léger repli cellulaire servant de support et parfois également pourvu d'un matériel osmiophile.

Nous avons vu que l'ensemble est beaucoup plus complexe chez *Trichomonas lacertae* dont la structure rappelle celle existant chez *Trichomonas batrachorum* (observation personnelle) avec les mêmes rubans et le même repli cellulaire pédonculé. Mais, dans cette espèce, apparaît en plus un cylindre de gros granules osmiophiles, logés sous le pédoncule. Grimstone (1961) a enfin décrit, chez *Trichomonas termopsidis*, un autre type de membrane ondulante dans laquelle existe non plus un support mais un long repli de la membrane cellulaire, accolé au flagelle récurrent, logé dans une gaine aplatie. Il est donc probable que ce groupe des *Trichomonas* nous fournisse toute une série de membranes ondulantes, de complexité morphologiques et physiologiques croissantes, les moins évoluées nous rappelant les formes simples décrites chez les Trypanosomidés, par exemple.

L'axostyle présente une ultrastructure homogène, non seulement chez les Trichomonadines, mais dans l'ensemble des Métamonadines. Chez les Trichomonadines, il montre un degré de différenciation moindre que chez les Pyrsonymphines et Jœniidés, mais présente l'unité structurale fondamentale qui consiste en tubules parallèles.

Il faut noter que cet organe semble, dans tous les cas, s'élaborer à partir d'un système fibreux, relié à un blépharoplaste, processus particulièrement suggéré par les clichés de Beams et Col. sur *Lophomonas striata* (1960).

Chez tous les *Trichomonas*, le chondriome est très difficile à résoudre et identifier. Nous l'assimilons aux formations extra-axostylaires, dépourvues de crêtes et déjà interprétées dans ce sens par Anderson et Beams (1955, 1957, 1959, 1961). Cette difficulté de reconnaître le chondriome se répète chez d'autres Métamonadines comme les Pyrsonymphines (Grassé, 1956), Trichonymphines (Grimstone, 1959) et les Lophomonadines (Beams et Col., 1960, 1961) et d'une manière plus générale chez de nombreux Protozoaires parasites anaérobies.

DISCUSSION GÉNÉRALE

A partir des descriptions rapportées ci-dessus et compte-tenu de travaux réalisés en microscopie électronique sur d'autres Flagellés, il nous a paru intéressant de faire une étude comparée des organites cellulaires des Protistes de cette Classe.

En outre, nous discuterons éventuellement de l'intérêt plus général que peuvent présenter certaines structures par rapport à celles décrites dans les autres classes de Protozoaires ou dans la cellule des Métazoaires.

MEMBRANE CELLULAIRE.

La membrane cellulaire des Flagellés est sujette à de très nombreuses variations, soit entre différents Ordres, soit au sein d'un même Ordre entre différents genres ou espèces.

Elle peut être simple, dépourvue de toute formation surnuméraire interne ou externe, réduite donc à la seule double membrane plasmatique, commune à toute cellule. Une telle membrane se rencontre chez les Chrysophycées (Manton, 1955, Manton et Leedale, 1961 a, 1961 b, 1961 c, Parke et Col., 1958, 1959, 1962, Fauré-Frémiet et Rouiller, 1958), l'Euglénien *Scytomonas pusilla* (Mignot, 1961), les Protéromonadines, *Bodo sp.* (Pitelka, 1961), les Trichomonadines, les Lophomonadines (Beams et Col., 1960, 1961), les Pyrsonymphines (Grassé, 1956).

Plus souvent, elle se complique par l'adjonction tantôt de formations enveloppantes externes, résultant d'une sécrétion de surface, tantôt par l'acquisition d'un système fibrillaire interne, tantôt enfin par l'association de ces deux types de formations.

Les couches enveloppantes externes caractérisent les Phytoflagellés libres ; elles sont constituées de polysaccharides et laissent prévoir les couches celluloses des Végétaux supérieurs avec lesquels ils présentent, par ailleurs, de nombreux liens. Ces enveloppes sont sécrétées à partir de vésicules qui viennent s'ouvrir en surface.

L'origine de ces dernières est établie dans quelques cas. Chez *Hydrurus foetidus*, elles paraissent morphologiquement issues de l'appareil de Golgi, parenté rendue plus probable par le fait que Golgi, vésicules et gelée présentent en commun les réactions histochimiques des polysaccharides. Dans les formes flagellées de *Halosphaera*, Manton et Col. (1963) ont montré que les écailles, recouvrant la surface cellulaire apparaissent d'abord dans des vésicules golgiennes et subissent ensuite une migration vers la périphérie. Les écailles siliceuses des Chrysomonadines peuvent également être considérées comme résultant d'une sécrétion de surface puisqu'elles s'édifient également dans des vésicules intracytoplasmiques (Manton et Leedale, 1961 b, Manton et Parke, 1962). Ces faits tendent donc à associer l'appareil de Golgi aux sécrétions cellulaires de surface, et plus particulièrement à celles constituées de polysaccharides ; un rôle analogue a également été observé dans les cellules des Métazoaires (Palay, 1958, Carasso et Favard, 1961) ou des Métaphytes (Mollenhauer et Col., 1961, 1962, Schnepf, 1961, Drawert et Mix, 1962).

Chez les Cryptomonadines, la membrane plasmatique est nue vers l'extérieur mais doublée intérieurement d'une deuxième membrane.

Chez beaucoup d'Eugléniens, la surface cellulaire est plissée et se complique intérieurement par l'adjonction d'un système fibrillaire et vacuolaire (Gibbs, 1960, de Haller, 1958, 1959, Roth, 1959).

Chez les Flagellés parasites, les sécrétions de surface disparaissent, du moins en tant qu'enveloppe organisée ; par contre, il existe souvent des systèmes fibrillaires internes constitués de fibrilles tubulaires. Leur agencement est extrêmement variable selon les espèces étudiées, en un seul plan chez les Trypanosomidés (Chakraborty et Das Gupta, 1958, Pyne, 1958, Schulz et Mac Clure, 1961), en plusieurs plans chez les Trichonymphines (Pitelka et Schooley, 1958), chaque dispositif n'étant pas toujours caractéristique d'un Ordre mais plus souvent seulement des espèces ; ces fibres se rencontrent par exemple chez le Bodonidé parasite *Cryptobia helicis* (Pyne, 1959) mais sont absentes chez la forme libre *Bodo sp.* (Pitelka, 1961). Le rapport de ces fibres avec les blépharoplastes n'a qu'exceptionnellement été établi (Roth chez *Euglena*, 1958) mais reste néanmoins très vraisemblable.

Ces fibres tubulaires, très comparables entre elles, semblent présenter deux grands types d'organisation que nous retrouvons dans les formations fibreuses associées à la cinétide. Quand elles sont contiguës, intimement associées, en grand nombre et formant des sortes de rideaux, elles réalisent des formations de soutien. Dans la majorité des cas, elles sont distantes les unes des autres et semblent alors avoir un rôle contractile, comme l'a déjà souligné Roth (1958). C'est ainsi qu'elles sont très abondantes chez de nombreux Eugléniens, chez les Trichonymphines, formes qui manifestent une importante métabolie. Inversement, l'Euglénien *Scytomonas pusilla* (Mignot, 1961), *Bodo sp.* (Pitelka, 1961), les Volvocales, les Cryptomonadines, les Chrysomonadines sont dépourvus à la fois de fibres périphériques et de mouvements métaboliques (les émissions pseudopodiales fréquentes chez les Chrysomonadines ne sauraient être comparées aux mouvements précédemment cités).

Chez les Flagellés parasites, il existe souvent des replis à la surface cellulaire qui représentent, soit des ornements périphériques comme les crêtes des Trichonymphines (Pitelka, 1958) ou les replis de *Lophomonas striata* (Beams et Col., 1960), soit des replis lamellaires serrés, caractéristiques des Flagellés et d'une manière plus générale de Protistes osmotrophes, Opalines (Pitelka, 1956, Noirot-Timothee, 1958, 1959), Protéromonadines, Grégarines (Grassé et Théodoridès, 1959, Beams et Col., 1959) ; ces dernières formations rappellent les microvillosités des cellules de certains tissus de Métazoaires et jouent sans doute, comme elles, un rôle important dans les échanges par l'augmentation de surface qu'elles représentent.

Il existe quelquefois des sillons creusés à la surface du Flagellé et dans lesquels se logent des flagelles récurrents ; une telle coaptation ultrastructurale a été décrite par Grassé chez les Pyrsonymphines (1956) et par Roth chez l'Euglénien *Peranema trichophorum* (1959).

La membrane cellulaire s'épaissit très souvent à la naissance du flagelle et semble réaliser, à ce niveau, une cohésion entre la surface cellulaire et le cylindre fibrillaire axial de l'organite.

Les phénomènes de pinocytose n'ont pas fait l'objet d'études approfondies en microscopie électronique chez les Flagellés.

CINÉTIDE.

L'ultrastructure du flagelle répond toujours au schéma général établi pour les cils ou flagelles. Les études récentes, à hautes résolutions, apportent certaines précisions à ce schéma simple et commun et montrent un grand nombre de variations de détails entre organites d'Ordres, de Genres ou d'Espèces différents (Fawcett et Porter, 1954, Fawcett, 1961, Afzelius, 1960, Gibbons et Grimstone, 1960, Lansing et Lamy, 1961, André, 1961, Noirot-Timothee, 1958, 1960, Cheissin et Mossevitch, 1962, etc.). Peu de flagelles de Flagellés sont connus avec assez de précision (Gibbons et Grimstone, 1960) pour les comparer en détail aux structures décrites dans d'autres groupes zoologiques.

Les flagelles à photocepteur, associés donc à une vraisemblable fonction de sensibilité, restent mobiles et conservent leurs doubles fibrilles centrales. Ils n'atteignent pas le degré de différenciation des flagelles immobiles homologues de différentes cellules des Métazoaires, œil par exemple.

L'importance de la gaine flagellaire est très variable, comme nous l'avons montré ci-dessus, chez les Protéromonadines et les Trichomonadines. Elle est souvent très développée dans les flagelles récurrents et alors fréquemment pourvue de formations fibreuses ou rubannées : Trichomonadines, Pyrsonymphines. Des formations comparables existent dans les spermatozoïdes de certains Métazoaires.

La membrane ondulante est souvent inapparente en microscopie électronique, le flagelle récurrent présentant une simple contiguité avec la membrane cellulaire, sans aucune attache visible (Flagelle adhérent des Trypanosomidés par exemple).

Elle ne résulte jamais d'un trajet intracytoplasmique du flagelle avec soulèvement protoplasmique au cours de ses mouvements. La cohésion qui existe entre le flagelle et la surface cellulaire ne s'explique pas mécaniquement. Cette coaptation diffère donc de celle des Pyrsonymphines (Grassé, 1956) ou du type bouton pression décrit chez les Arthropodes par exemple.

Il y a, par contre, apparition fréquente de formations fibreuses et rubannées dans le cytoplasme sous-jacent au flagelle ou à l'intérieur de la gaine du flagelle. Nous avons vu ci-dessus que les Trichomonadines nous fournissent une série de formes de complexité très variable.

Notons ici, qu'il ne paraît ainsi jamais exister de flagelles intracytoplasmiques chez les Flagellés, ces organites étant toujours entourés de leur gaine et logés dans des puits, même quand leur trajet est très long ainsi que nous l'avons nous-même constaté chez les Diplozoaires. Le blépharoplaste se trouve ainsi toujours au voisinage de la surface cellulaire. Cette localisation semble différente dans les spores de certains Champignons parasites (Joyon, inédit).

Les mastigonèmes n'ont pas donné lieu à des observations suffisamment précises en microscopie électronique pour définir avec certitude leur origine. Il est d'ailleurs probable qu'on associe, par convergence, sous un même vocable, des organites d'origine et de signification très différentes.

On ne possède pas beaucoup de renseignements sur la séparation existant entre flagelle et blépharoplaste hors des remarquables images de Gibbons et Grimstone sur les Pseudotrichonymphines et Trichonymphines (1960). La plaque basale, sorte de cloison complète, séparant les deux organites et sur laquelle s'arrêtent les fibres centrales du flagelle, semble très fréquente (Chrysomonadines, Volvocales, Protéromonadines, Eugléniens, Cryptomonadines, Trichonymphines, Pseudotrichonymphines, Opalines). Elle est exceptionnellement absente chez les Trichomonadines, assurant une continuité entre le centre du blépharoplaste et du flagelle, comparable à celle observée chez certains Ciliés (*Euplotes patella*, Roth, 1956) ou spermatozoïdes (Nagano, 1962).

Le blépharoplaste répond également au schéma classique établi, en microscopie électronique, pour les cinétosomes ou les centrioles. Comme pour les flagelles, des études très précises font apparaître de nombreuses variations de détails entre blépharoplastes de Protistes d'Ordres différents ou encore entre individus d'une même espèce comme l'ont montré Gibbons et Grimstone chez les Pseudotrichonymphines (1960). De telles variations ont également été mises en évidence, chez certains Ciliés, *Stentor* par Randall et Hopkins (1962) *Paramecium* par Pitelka (1962). Nous avons également montré ci-dessus que les blépharoplastes des Cryptomonadines et des Trichomonadines, bien que se rapportant sans difficulté au schéma classique, présentaient des structures assez particulières.

Les blépharoplastes des Flagellés s'ouvrent toujours dans le cytoplasme, souvent granuleux et osmiophile à leur contact. On a quelquefois rencontré, dans des groupes différents, *Tritrichomonas muris* (Anderson et Col., 1961) et *Chlorogonium elongatum* (de Haller et Rouiller, 1961) des grains internes. De semblables granules ont été décrits par Randall et Hopkins (1962) chez les Ciliés ; ces Auteurs pensent qu'ils apparaissent au moment de la « division » du blépharoplaste.

Cette division reste un des problèmes les plus mal connu de la cytologie électronique, au moins dans ses détails. Grassé (1961), a, le premier, montré que chez *Trypanosoma equiperdum* il y a induction d'un deuxième organite et non division de l'ancien. Ce point de vue, très conforme avec les observations réalisées dans d'autres cellules où aucune division au

sens strict n'a pu être observée, a été plus récemment confirmé par Randall et Hopkins (1962).

Les blépharoplastes des Flagellés apparaissent rarement impairs (Trypanosomidés, Choanoflagellés, etc.) mais le plus souvent groupés par deux ou plus et généralement réunis en un ou deux niveaux par des ponts fibreux (Volvocales, Cryptomonadines, Trichonymphines, Spirotrichonymphines, Lophomonadines). Plus le nombre de flagelles est grand, plus les liens paraissent se compliquer et rappeler ceux existant chez les Ciliés ou les Opalines, avec acquisition fréquente d'une périodicité transversale (Trichonymphines).

Indépendamment de ces liens, il existe presque toujours une grande quantité de formations fibreuses, ancrées au voisinage des blépharoplastes. Une partie de celles-ci ont été décrites en microscopie optique : rhizoplastes, axostyles, côtes des Trichomonadines, fibres parabasales.

Ces fibres apparaissent toujours en contiguité avec les blépharoplastes mais jamais en continuité avec les fibres constitutives. Elles répondent à deux grands types d'organisation, soit en fibres tubulaires longues, dépourvues de périodicité transversale et très comparables aux fibres sous-pelliculaires, décrites ci-dessus, soit en racines plus massives et présentant une périodicité transversale variable.

Les premières peuvent s'associer de différentes manières ; chez les Chrysomonadines et les Cryptomonadines, existent des rubans antérieurs et périphériques, constitués d'une dizaine de fibres intimement accolées. Dans le rhizoplaste des Cryptomonadines et des Protéromonadines, elles réalisent des racines plus massives, cylindriques, mais dont les fibres constitutives ne sont pas soudées ; dans les deux cas, nous ignorons s'il s'agit d'organites contractiles. Les baguettes du goulot de *Peranema trichophorum* sont constituées de fibrilles mais nous avons la certitude qu'elles réalisent, chez ce Protiste, un organite contractile.

Les axostyles de toutes les Métamonadines, étudiées en microscopie électronique, à ce jour, Pyrsonymphines (Grassé, 1956), Lophomonadines (Beams et Col., 1960, 1961), Trichonymphines (Pitelka, 1958, Grimstone, 1959), Trichomonadines (Anderson et Col., 1959, Joyon, 1960) présentent une grande parenté ultrastructurale et d'origine. Ils sont tous constitués de fibres tubulaires, parallèles, pouvant présenter dans certains groupes des liens entre elles (*Pyrsonympha*, Grassé, 1956). Seule la disposition plus ou moins compliquée de ces fibres en feuillets différencie ces organites.

Après de minutieuses observations *in vivo* Grassé a pu établir (1956) que l'axostyle des Pyrsonymphines était contractile. Les études optiques ont également établi depuis longtemps la dépendance de l'axostyle vis-à-vis des blépharoplastes, avec sa disparition au moment de la division cellulaire et sa réorganisation dans les cellules filles. Nous avons montré ci-dessus comment l'axostyle des Trichomonadines était rattaché à un blépharoplaste par une racine compliquée à partir de laquelle il semblait s'élaborer.

Ces faits montrent bien que l'axostyle se rattache à la cinétide, sa structure ne présentant plus, par ailleurs, en microscopie électronique, un caractère exceptionnel, mais s'intégrant au contraire facilement dans les dépendances fibreuses de cette région.

La contractilité de ces fibres tubulaires, apériodiques, a été établie, avec certitude, dans deux cas, baguettes du goulot de *Peranema trichophorum*, axostyle des Pyrsonymphines ; un rôle identique, mais non démontré, reste vraisemblable pour d'autres organites. Il est alors tentant de grouper ces fibres avec celles observées sous la pellicule de différents Flagellés ; elles présentent une même ultrastructure qui traduit, sans doute, une édification moléculaire voisine en rapport avec leur contractilité.

La présence de formations comparables dans d'autres organites contractiles de Protistes, en particulier de Ciliés, plaide en faveur de cette interprétation : tube des tentacules suceurs, extensibles et préhensiles d'*Ephelota* (Rouiller, Fauré-Frémiet et Gauchery, 1956), tube tentaculaire de *Tokophyra* (Roth, 1958), myonèmes de différents Ciliés, etc.

Notons encore que ces formations n'existent que dans les cellules isolées et mobiles des Protistes.

Les formations périodiques rappellent, par leur structure et leur origine, les racines ciliaires, fréquentes dans les cellules ciliées de Métazoaires. Elles paraissent, comme chez ces

derniers, dépourvues de contractilité et assimilables à des formations de soutien, sorte de cytosquelette. Ce rôle apparaît nettement dans la côte rigide des Trichomonadines. Chez de nombreux Flagellés, existe encore une fibre parabasale qui, en plus de son rôle de soutien, semble capable par l'intermédiaire du blépharoplaste, de polariser l'appareil de Golgi qui vient se condenser à sa surface. Nous avons vu par exemple que la cellule normale d'*Hydurus foetidus*, dépourvue de fibre parabasale, possède de nombreux dictyosomes périnucléaires ; avec l'apparition d'un flagelle et d'une fibre parabasale double chez la zoospore cet ensemble vient se concentrer en deux masses et réalise deux parabasaux classiques ; en l'absence de cette fibre, le dictyosome unique de nombreuses Chrysomonadines ne subit aucune orientation vers la base des Blépharoplastes (*Dinobryon divergens*, différentes *Chrysochromulina*, etc.).

Toutes ces formations fibreuses, tubulaires ou périodiques, n'existent qu'en présence des blépharoplastes qui paraissent nécessaires à leur élaboration comme le prouvent en particulier leur réorganisation après la division cellulaire ou leur apparition après la mise en place des flagelles.

CENTRIOLE.

Les études réalisées en microscopie optique ont montré, depuis longtemps la parenté phylétique existant entre les grains basaux des cils ou flagelles et le centriole de la cellule des Métazoaires. Cette évolution a été plus particulièrement analysée par Chatton (1938) et Grassé (1952). Le microscope électronique a remarquablement confirmé cette manière de voir en établissant pour tous ces organites, un schéma ultrastructural commun.

Chatton remarquait (1938) que « la nomenclature des parties de l'appareil cinéto-flagellaire est actuellement flottante et il y aurait intérêt à la codifier ». C'est dans ce but qu'il a proposé une nomenclature très généralement acceptée pour les Ciliés. Il n'en est malheureusement pas ainsi pour les autres Classes de Protistes et en particulier pour les Flagellés où les termes de cinétosomes, mastigosomes, etc., sont peu employés. C'est pourquoi nous avons conservé le terme blépharoplaste qui est, en quelque sorte, consacré par l'usage.

Les Flagellés que nous avons étudiés présentent une cinétide relativement simple avec un nombre de blépharoplastes réduit. Chez les Volvocales et les Chrysomonadines l'un d'entre eux participe à la mitose. Ce rôle ne semble pas exister chez les Cryptomonadines. Cette différence ne s'accompagne pas de modifications ultrastructurales.

Chez les Protéromonadines et les Trichomonadines les Auteurs ont décrit, en microscopie optique, un centrosome en plus des blépharoplastes. Nous n'avons pas retrouvé cet organite en microscopie électronique et ne pensons pas qu'il existe dans la cellule en interphase. Cette absence commande une réétude très précise de la division de ces organismes pour savoir d'où proviennent les centrioles qui existent bien au moment de la division.

Chez d'autres Zooflagellés, plus compliqués que ceux que nous avons étudiés, et possédant un grand nombre de blépharoplastes, l'existence d'un centriole permanent et participant uniquement à la mitose paraît établie ; ce centriole a d'ailleurs été retrouvé avec son ultrastructure caractéristique chez les Trichonymphines (Grimstone, 1961). Mais il semble également certain que des organites différents ont été décrits sous le nom de centriole ; certains Auteurs utilisent encore les termes de centriole et de centrosome pour désigner des organites dont la taille et la structure paraissent incompatibles avec celles que l'on attribue généralement (Cleveland, 1960) à un centriole ; il faut alors reconnaître que règne souvent dans ces groupes compliqués certaines confusions qui ne peuvent guère être solutionnées sans l'emploi du microscope électronique.

APPAREIL DE GOLGI.

L'appareil de Golgi des Flagellés est un organite généralement bien développé et souvent connu depuis longtemps en microscopie optique. Exceptionnellement il n'a pas été retrouvé en microscopie électronique chez les Pyrsonymphines (Grassé, 1956, Grimstone, 1961) (ce résultat négatif n'implique d'ailleurs pas son absence certaine) ou présente un développement réduit chez les Bodonidés (Pyne, 1959, Pitelka, 1961) ou Trypasonomidés (Horne et Newton, 1958, Pyne, 1958). Il peut se présenter soit sous forme de dictyosomes

libres dans le cytoplasme soit sous forme de parabasaux axés sur une fibre parabasale de support.

Les dictyosomes sont surtout abondants dans les deux groupes à affinités végétales marquées, Volvocales et Euglénien, et ne seraient pas caractéristiques des Flagellés s'ils ne possédaient une abondante activité sécrétrice.

Les parabasaux, c'est-à-dire des dictyosomes orientés par une fibre reliée à un blépharoplaste, réalisent chez les Flagellés une structure spéciale mais non constante. Leur nombre par individu varie selon les Ordres, voir même entre différentes Espèces. Chez de nombreuses Chrysomonadines il est réduit à un ou deux par cellule tandis que ce nombre devient très grand chez certains Zooflagellés (Grassé, 1956, Grimstone, 1959). Leur activité sécrétrice est toujours importante.

Cette distinction entre parabasaux et dictyosomes paraît, au premier abord, très commode. Par contre, dès qu'un étudie les groupes en détails, on s'aperçoit que cette terminologie ne traduit qu'une différence morphologique assez minime et non une différence physiologique primordiale.

Chez les Chrysomonadines, par exemple, il existe un ou deux parabasaux par cellule, très caractéristiques avec des feuilletts très longs et de grandes vésicules sécrétrices périphériques ; chez ces mêmes Protistes, certaines espèces présentent un appareil de Golgi impair, tout à fait comparable, du point de vue morphologique et probablement physiologique, aux formations précédentes mais qui n'est orienté par aucune fibre parabasale (*Dinobryon*, différentes *Chrysochromulina*, etc.).

Chez *Hydrurus foetidus*, le passage de la cellule classique immobile de la palmella à la zoospore, change les dictyosomes périnucléaires en parabasaux. Ces exemples nous montrent bien que la distinction entre dictyosomes et parabasaux est souvent délicate et ne correspond, en fait, qu'à un détail de structure sans rapport avec l'activité golgienne.

Finalement, cette activité, l'abondance des vésicules golgiennes et d'une manière générale la grande taille des formations golgiennes nous paraissent des caractères beaucoup plus constants chez les Flagellés.

Grassé a insisté sur le fait que l'appareil de Golgi, dictyosome ou parabasal était un organite polarisé (Grassé, 1956, 1957, Grassé et Carasso, 1957). La sécrétion, c'est-à-dire la libération des vésicules, ne s'effectue en effet que sur une seule face de l'organite et quelquefois latéralement. Très souvent, la surface sécrétante est opposée à la surface nucléaire dans la mesure où l'appareil de Golgi est périnucléaire. Cette localisation autour du noyau n'est pas constante mais fréquente.

Il faut en effet remarquer que, d'une manière générale, l'appareil de Golgi des Flagellés, même quand il n'est pas orienté par une fibre parabasale, occupe une place bien déterminée dans la cellule (périnucléaire chez les Volvocales, équatoriale chez *Dinobryon*, ectoplasmique chez les Opalines).

Nos connaissances sur la physiologie de cet organite sont encore trop insuffisantes pour permettre d'interpréter tant cette polarité que sa localisation.

Nous savons seulement que certaines sécrétions de surface semblent avoir une origine golgienne ; elles présentent alors les réactions des polysaccharides, caractère également présent chez l'appareil de Golgi : *Hydrurus foetidus* et *Trichonympha* (Grimstone, 1959).

Mais cette propriété ne semble pas représenter une règle absolue pour tous les Flagellés, puisque les appareils de Golgi des Cryptomonadines, des Protéromonadines, des Trichomonadines, nous paraissent dépourvus de polysaccharides.

Anderson (1962) et nous-même, avons montré que l'appareil de Golgi des Cryptomonadines donnait vraisemblablement naissance aux trichocystes. Nous avons également vu que les corps mucifères des Chrysomonadines paraissaient avoir la même origine ; les études réalisées en microscopie optique ont établi que ces vésicules étaient éjectables hors de la cellule et qu'il existait, chez ces Protistes, une série d'organites de complexité croissante, conduisant à des formes explosives compliquées telles que les discobolocystes (Hovasse, 1948) ; si cette série est réelle, une origine golgienne de tous ces éléments est possible. Ces faits

ne prouvent nullement qu'une même origine existe pour tous les trichocystes des Flagellés ou Protozoaires, l'homologie entre tous ces organites paraissant impossible.

Nous avons montré que chez les Sphærellacées existait une association entre dictyosome et ergastoplasme. Des figures comparables ont été décrites chez *Trichonympha* par Grimstone (1959) et chez un Cilié du genre *Epistylis* par Fauré-Frémiet et Col. (1962). De tels contacts entre les deux formations ont été fréquemment signalés dans les cellules des Métazoaires. Chez les Sphærellacées, ils semblent traduire une association fonctionnelle entre les deux systèmes, des vésicules golgiennes venant s'ouvrir dans la citerne ergastoplasmique.

Pour terminer, rappelons que les appareils de Golgi des Cryptomonadines et des Protéromonadines paraissent assez particuliers. Chez les premiers, il existe une association de dictyosomes alignés bout à bout et polarisés vers la région blépharoplastique en l'absence de fibre parabasale reconnue ; ils semblent donc différer des parabasaux classiques.

Chez les *Proteromonas*, la structure cylindrique est plus voisine de celle d'un parabasal classique si l'on considère que la fibre épaisse du rhizoplaste représente vraisemblablement une fibre parabasale et que, seule, l'orientation du Golgi par rapport à cette fibre est particulière.

Dans les deux cas, on retrouve une grande quantité de vésicules golgiennes.

CHONDRIOME.

Chez les Phytoflagellés l'identification du chondriome ne présente pas de difficulté ; sa structure est classique, qu'il soit pourvu de tubes ou de crêtes. Il est alors souvent disposé selon un réseau périphérique, accolé à la surface du plaste.

Chez les Cryptomonadines, on observe de nombreuses variations morphologiques.

Les formes décolorées sont caractérisées, comme l'avaient déjà en partie établi les études réalisées en microscopie optique, par un chondriome de grande taille pourvu de crêtes longues et nombreuses.

Chez les Flagellés parasites, le chondriome présente souvent une structure particulière, difficile à comparer à celle des mitochondries classiques. La double membrane, peu épaisse, semble souvent dépourvue de digitations internes et enferme une matrice dense. Cette structure se retrouve chez d'autres Protozoaires parasites (Opalines, Amibes par exemple) ; elle est sans doute en rapport avec certaines modifications du système respiratoire, en relation avec un milieu plus ou moins anaérobie.

Le cinétoplaste des Protéromonadines correspond sans doute à la mitochondrie unique des Bodonidés (Pitelka, 1961), associée elle-même à une portion fibreuse d'A D N, très comparable à celle existant chez les Trypanosomidés.

Les grains endoaxostyliques des Trichomonadines demandent des études biochimiques complémentaires pour déterminer leur rôle et nature exacts.

Chez les Flagellés, on assiste quelquefois à une polarisation du chondriome vers la base des flagelles : grains frontaux des Métamonadines, mitochondrie ancrée sur un blépharoplaste chez les Cryptomonadines ; cette orientation rappelle celle réalisée par rapport au centriole dans les cellules sexuelles des Métazoaires.

PLASTIDOME.

Les plastides des Végétaux et, en particulier des Végétaux supérieurs, ont fait l'objet d'un nombre considérable d'études au microscope électronique ; certaines divergences persistent néanmoins dans l'interprétation des structures décrites et sur l'origine de ces organites.

Les plastides de tous les Végétaux (à l'exception des formations membranaires pigmentées des Algues bleues et de certaines bactéries) sont toujours entourés d'une membrane double. L'intérieur est occupé par un stroma granuleux, plus ou moins riche en gouttelettes lipidiques et parcouru de disques.

Chez les Flagellés, ces disques, comparables aux lamelles fondamentales des Végétaux supérieurs, sont généralement associés par deux ou plus, mais jamais en ensembles compacts aussi importants que les granums des Plantes supérieures.

Il existe pourtant certaines associations de ce type dans les plastes des Cryptomonadines et chez des Algues vertes conjugales (*Micrasterias*, *Spirogyre*).

La disposition et le nombre des disques varient en fonction de la physiologie du Protiste comme l'ont montré de Haller et Rouiller chez *Chlorogonium elongatum* (1961) cultivé sur différents milieux. Les Flagellés, placés à l'obscurité, perdent leurs pigments ; cette disparition s'accompagne, comme pour les Végétaux supérieurs, d'une réduction progressive du nombre des disques et de la transformation des plastes en « proplastides », riches en vésicules.

Des résultats comparables s'obtiennent avec différentes substances « décolorantes » (Wolken et Palade, 1953, Epstein et Schiff, 1961, Moriber et Col., 1963).

Inversement, au cours du retour à l'état normal, quand le phénomène est réversible, il y a réorganisation lamellaire.

Nous avons montré qu'un leucoplaste existe chez les Volvocales décolorées du genre *Polytoma* et chez la Cryptomonadine *Chilomonas paramecium* ; nous pensons que la présence d'un leucoplaste chez les Phytoflagellés achloriques et pourvus de polysaccharides de réserve, est beaucoup plus fréquente que ne laissaient supposer les études réalisées en microscopie optique.

La plupart des plastes des Flagellés possèdent un pyrénôïde. Cet organite est très comparable chez tous les Végétaux où il existe. Il s'agit toujours d'une zone plastidiale différenciée, essentiellement caractérisée par un stroma dense mais en continuité avec celui du plaste. Cette plage est traversée, à l'exception des Cryptomonadines et de quelques Algues vertes, d'un nombre plus ou moins grand de disques plastidiaux. Ces disques subissent très souvent une dilatation, fait déjà signalé par Gibbs (1962 b) et souligné ci-dessus chez différentes espèces de Volvocales et chez la Chrysomonadine *Hydrurus foetidus* ; cette dilatation atteint une exceptionnelle importance chez la Volvocale *Stephanosphaera pluvialis*.

La place occupée par le pyrénôïde est très variable. Il peut être central à disques rayonnants (Volvocales, *Hydrurus*, *Nemalion*), médian dans un plaste allongé (*Euglena gracilis*, *Spirogyra*, différentes Chrysomonadines) ou encore excentrique (Cryptomonadines, certaines Chrysomonadines, *Amphidinium*, *Pediastrum*).

Cette place ne caractérise ni un Ordre, ni une Classe ; c'est ainsi que les Chrysomonadines présentent tous ces types.

Le nombre des disques traversant le pyrénôïde est également très variable ; certains en paraissent complètement dépourvus (Cryptomonadines, *Enteromorpha cladophora* Leyon, 1954, *Chlorogonium* de Haller et Rouiller, 1961, *Scenedesmus* Gibbs, 1962 c), d'autres possèdent une seule paire de disques médians (*Chlorella* Albertson et Leyon, 1954, *Stichochrysis* Giraud, 1962), d'autres enfin, plusieurs voir même un grand nombre de disques (Volvocales, *Hydrurus foetidus*, *Micrasterias rotata* Drawert et Mix, 1962).

Ce nombre peut varier d'une espèce à l'autre (*Spirogyra*) ou entre individus d'une même espèce (*Hydrurus foetidus*). Il dépend étroitement de la physiologie du Protiste qui commande, par ailleurs, l'existence même du pyrénôïde, comme le prouvent les expériences de décoloration ou les cultures sur milieux différents (De Haller et Rouiller, 1961).

Les disques sont le plus souvent isolés au sein du stroma du pyrénôïde mais peuvent également rester associés en petit nombre (*Amphidinium*, *Olithodiscus*, *Nitzschia*, Vauchéries, *Hydrurus*).

Ces données morphologiques ne nous renseignent guère sur le fonctionnement du pyrénôïde. Quand il existe, les glucides de réserves viennent généralement se condenser à sa surface. Il faut alors distinguer trois processus.

Chez les Volvocales et beaucoup d'Algues vertes possédant un pyrénôïde, l'amidon forme des calottes autour de l'organite qui occupe le centre du plaste. Les réserves sont alors intraplastidiales.

Chez les Cryptomonadines et les Eugléniens, les pyrénôïdes occupent le centre d'un plaste allongé et rétréci à leur niveau ou sont excentriques ; dans les deux cas, ils arrivent directement en contact avec la membrane enveloppante du plaste qui est le seul élément séparateur du cytoplasme. Les réserves glucidiques se condensent alors à leur surface, mais à l'extérieur du plaste, donc dans le cytoplasme.

Chez les Chrysomonadines et les Rhodophycées, ces réserves apparaissent dans des vacuoles cytoplasmiques, éloignées du plaste, sans condensation visible au niveau du pyrénioïde. Dans les deux derniers cas, il y a donc migration des polysaccharides à travers la membrane plastidiale.

Récemment, Gibbs (1962 c) a décrit, chez différentes Algues vertes (*Pyramimonas*, *Spyrogyra*, *Chlamydomonas Moewussi*, *Scenedesmus*, *Platymonas subcordiformis*) une structure fibrillaire dans le stroma du pyrénioïde. Nous n'avons pas retrouvé ces structures sur notre matériel.

C'est encore à Gibbs (1962 a) que l'on doit la première description précise et l'interprétation d'une enveloppe double périplastidiale, d'origine nucléaire, présente chez différents Flagellés : Cryptomonadines, Chrysomonadines, Phéophycées. Comme le pensait cet Auteur et comme nous l'avons montré ci-dessus, il y a lieu de généraliser cette formation à toutes les Cryptomonadines et Chrysophycées.

Pour les Phéophycées, en dehors des *Pylaiella* décrits par Gibbs (1962 a), cette membrane semble bien exister ainsi que l'on peut s'en rendre compte par l'examen des microphotographies de différents Auteurs et en particulier de Manton. Il est également fort probable qu'une telle enveloppe entoure le plaste des Euglénien. Il est alors tentant de penser que cette formation existe dans tous les cas où les réserves sont à l'extérieur du plaste, enfermant dans un même sac plaste et réserves, les vacuoles à leucosine des Chrysophycées n'en représentant qu'un système un peu particulier.

Cette hypothèse semblerait pourtant en défaut chez les Algues rouges (*Lomentaria baileyana* Bouck, 1962).

Chez *Platymonas subcordiformis*, Gibbs a montré (1962 c) qu'il existait des digitations cytoplasmiques en doigt de gant qui pénétraient à l'intérieur du pyrénioïde. De telles formations semblent jusqu'à maintenant très exceptionnelles.

De nombreux plastes de Flagellés sont pourvus d'un stigma. Cet organite présente dans tous les cas, zoospores des Algues comprises, une structure fondamentale commune. Il s'agit d'une portion périphérique du plaste pourvue d'un ou de plusieurs plans de vésicules de caroténoïdes généralement hexagonales, sauf chez les Chrysomonadines où elles sont plus irrégulières. Le stigma des Euglénien, constitué de vésicules libres dans le cytoplasme, fait exception à cette règle.

Le stigma paraît présenter deux tendances évolutives. Dans un premier cas il s'associe avec un flagelle pourvu en vis-à-vis d'un nodule ou photocepteur ; il existe alors une coaptation entre ces deux organites (Euglénien, différentes Chrysomonadines, spores d'Algues brunes). Cette association d'un flagelle à une plage pigmentée photo-sensible a été soulignée par Fauré-Frémiet (1958, 1961) qui relève l'étonnante convergence que présente cette structure avec celle réalisée au niveau de l'œil des Vertébrés.

La deuxième tendance évolutive se traduit par une multiplication des couches photosensibles, une migration de l'organite vers la surface de la cellule où il peut faire saillie et l'acquisition d'un stroma différent de celui du plaste et pouvant alors rappeler, par sa localisation, un cristallin ; cette deuxième série évolutive est particulièrement bien illustrée par les Volvocales.

NOYAU.

Certains Flagellés possèdent des chromosomes de grande taille, permanents dans le nucléoplasme et qui paraissent représenter un matériel particulièrement favorable pour des études ultrastructurales. Les résultats obtenus sont, comme pour les Métazoaires, assez décevants ; ils portent essentiellement sur les Dinomonadines (Grassé et Dragesco, 1957, Grell et Wohlfarth-Bottermann, 1957, Hollande et Col., 1963).

Les nucléoles et la membrane nucléaire sont généralement comparables à ceux des cellules des Métazoaires. Remarquons simplement que la membrane nucléaire n'est jamais pourvue de formations surnuméraires, comparables à celles décrites chez les Amibiens, Thécamœbiens ou Grégariens. A partir du feuillet externe, se forment de plus ou moins abondantes digitations ergastoplasmiques ou même des desquamations (*Trichonympha*).

Chez *Lophomonas blattarum*, il existe autour du noyau des tubules rayonnants dont nous ignorons l'exacte signification (Beams et Col., 1961).

ERGASTOPLASME.

Il est toujours bien représenté chez les Flagellés, présentant souvent des profils allongés ou tubulaires. Chez les Flagellés parasites, il semble exister de fréquents empilements.

Chez les Phytoflagellés, les tubes ergastoplasmiques présentent des rapports fréquents avec la membrane cellulaire ; dans ces formes, les vacuoles semblent résulter de dilatations locales de ce système. Nous avons également noté ci-dessus les échanges physiologiques possibles entre l'ergastoplasme et l'appareil de Golgi chez les Sphaerellacées. Dans certains groupes inférieurs de Phytoflagellés l'ergastoplasme semble encore présenter des rapports avec la vacuole pulsatile.

VACUOLE PULSATILE.

Chez la plupart des Phytoflagellés (Volvocales, Euglénien, Chrysomonadines) la vacuole pulsatile est très simple, dépourvue de goulot et de système fibrillaire annexe ainsi que de mitochondries périphériques ; elle possède un cortex très discret, constitué de quelques tubules lisses en rapport avec des formations ergastoplasmiques classiques nombreuses au voisinage de l'organite. Ces tubules du cortex ne se voient bien qu'immédiatement après la systole. Dès le début de la diastole ils se gonflent en vacuoles qui convergent vers un point unique où elles forment, par coalescence, la vacuole pulsatile unique.

Chez les Cryptomonadines, il existe un niveau d'organisation beaucoup plus élevé. Le cortex, bien que comparable à celui décrit ci-dessus, est plus important, réalisant déjà un véritable « spongiome », facile à imprégner en microscopie optique.

Des rapports avec les formations ergastoplasmiques, très rares au voisinage de l'organite, n'ont pas pu être établis.

Cette structure peut servir d'intermédiaire idéal avec les formes beaucoup plus complexes qui existent, en particulier chez les Ciliés.

Il semble en effet que la vacuole pulsatile des formes inférieures résulte de la spécialisation locale de certains profils tubulaires, dépourvus alors de ribosome et devenus extracteurs d'eau ; cette dernière se condense dans la lumière de ces tubules, formant des vésicules qui, par coalescence, forment une vacuole unique. L'évolution se traduit par une multiplication de ces tubules différenciés qui réalisent alors un « spongiome » et par l'acquisition d'une certaine autonomie par rapport aux formations ergastoplasmiques classiques. Cette autonomie du spongiome semble très nette chez certains Ciliés où l'agencement des tubules peut devenir particulièrement spécialisé (Carasso et Col., 1962, Schneider et Wolfarth-Bottermann, 1959). Toujours dans ces formes évoluées, ce spongiome peut être en rapport avec un système évacuateur plus ou moins complexe (Cryptomonadines, Ciliés astomes de Puytorac, 1960, 1961, Cilié du genre *Tokophrya* Rudzinska, 1958).

Dans ces formes évoluées, existent encore des mitochondries associées en permanence à ce cytoplasme extracteur d'eau (Cryptomonadines, nombreux Ciliés, Amibiens).

CONCLUSIONS GÉNÉRALES

Tous les Auteurs s'accordent à voir dans les Flagellés le groupe primitif à partir duquel s'est effectuée toute l'évolution, aussi bien dans le sens végétal que dans le sens animal. Cette filiation se situe, bien entendu, à une période géologique si reculée que nous n'avons aucun espoir de trouver aide en documents fossiles. Les plus anciens Flagellés fossiles connus datent du Keewatin (Madison, 1959) soit à plus de 2,5 billions d'années et sont déjà si évolués qu'ils ont pu être caractérisés comme appartenant aux Chrysomonadines et aux Eugléniens.

C'est donc par la seule étude des formes actuelles que l'on peut espérer retrouver le processus évolutif qui a pu donner naissance aux Métazoaires, à condition encore que certaines formes primitives et intermédiaires aient subsisté jusqu'à nous.

Grassé remarque (1952) que « Passer des Flagellés colorés aux Flagellés achloriques et de là au Métazoaires est théoriquement facile et séduisant. Que l'on arrive à l'étude détaillée et des difficultés surgissent ».

On peut se demander si les travaux réalisés en microscopie électronique nous apportent des éléments nouveaux pour établir cette filiation.

L'origine des Métazoaires ne saurait se situer dans les Zooflagellés. Les Bodonidés, formes libres et sans doute les plus primitives de ce groupe, représentent une souche probable à d'autres Zooflagellés, comme le souligne Grassé (1952); mais, ils possèdent déjà certaines spécialisations cytologiques, telles que la présence d'un cinétoplaste et d'une division spéciale qui sont incompatibles avec une descendance vers les Métazoaires. L'évolution de ce groupe est déjà si avancée que nous ne pouvons même pas retrouver son origine parmi les Phytoflagellés.

C'est donc vers les formes achloriques de ces Phytoflagellés qu'il convient de rechercher l'origine des Métazoaires.

L'étude, en microscopie électronique des Volvocales, des Cryptomonadines et des Eugléniens ne fait guère que confirmer des données acquises. Les premiers présentent des caractères cytologiques propres aux végétaux (Golgi, vacuome, plaste, enveloppe externe, cinétide, pigments, etc.) qui justifient une ligne évolutive vers les Algues conjugales et les Métaphytes. Les Cryptomonadines et les Eugléniens apparaissent comme des phylums bien délimités, possédant de nombreuses particularités cytologiques et sans grandes possibilités évolutives. Nos renseignements, en microscopie électronique sur les Dinomonadines sont encore trop restreints pour nous apporter des idées nouvelles sur la phylogénie de ce groupe. Restent les Chrysomonadines dont les possibilités évolutives ont été soulignées par de nombreux Auteurs et en particulier par Bourrelly (1957) « groupe qui nous semble être non seulement l'ancêtre d'Algues pluricellulaires mais aussi la souche primitive d'où se détache, par le relai des Craspedomonadines, tout le monde des Métazoaires ». Mais cette filiation est très controversée et récemment Grassé (1961) écrit : « cette parenté est plus que douteuse... La similitude relevée entre Choanoflagellés et Choanocytes est probablement fortuite ».

Il est bien connu que les Chrysomonadines présentent certains caractères primitifs comme les passages fréquents de l'hétérotrophie à l'autotrophie, tendance à l'amoeboïsme,

apparition dans certains genres d'une sexualité; les études ultrastructurales montrent, mieux encore que la cytologie optique, que la cellule est peu spécialisée, à membrane simple, nombre de blépharoplastes réduit, fibres de la cinétide peu nombreuses et non compliquées, présence d'un centrobépharoplaste, plaste pourvu ou non d'un pyrénioïde, etc. Cet ensemble de caractères est tel qu'il laisse aux Chrysomonadines de grandes possibilités évolutives. Cette évolution s'est d'ailleurs réalisée dans plusieurs directions, notion acquise depuis longtemps et soulignée par Hollande (1952): « Leur intérêt biologique est considérable car elles sont vraisemblablement à l'origine de nombreux Zooflagellés et Rhizopodes ».

Nous analyserons essentiellement ici les faits favorables à une évolution vers les Métazoaires en recherchant les maillons possibles de cette chaîne, c'est-à-dire la parenté cytologique existant entre Chrysomonadines et Choanoflagellés, puis entre Choanoflagellés et Spongiaires.

Les travaux de De Saedeleer (1927, 1928, 1929) et Ellis (1929) ont établi, depuis longtemps, que la nasse des Chromulinales de la famille des Pedinellacées et la collerette à axopodes des Craspédonadines présentaient une même structure. Petersen (cité dans Bourrelly, 1957) a, par ailleurs, montré que le fouet pleuronématé et acronématé des Choanoflagellés était du type Chrysophycéen. La présence, chez certaines espèces de Choanoflagellés, *Codonosiga*, *Sphaeroeca*, de pseudopodes préhensiles rappelle les lobopodes des Pedinellacées.

Dans les deux groupes, on retrouve pédoncule et loge. Bourrelly souligne (1957) que les formes évolutives des Choanoflagellés et en particulier les formes coloniales sont comparables à celles réalisées chez les Chrysomonadines. La découverte par Lackey (cité dans Bourrelly, 1957) d'un Choanoflagellé à plastes bruns, *Stylochomonas* confirme leur origine chrysophycéenne.

Par contre, selon Bourrelly (1957), *Salpingorhiza*, pourvu d'un kyste siliceux et décrit par Klug (cité dans Bourrelly, 1957) n'est pas un Choanoflagellé mais une vraie Chrysomonadine. Les kystes des Choanoflagellés sont donc inconnus mais sont également très rares chez les Pédinellacées, souche d'où ils paraissent issus, comme le remarque Bourrelly (1957).

Cet Auteur résume ainsi la position actuelle des Systématiciens face à ce problème de phylogénie ».

Nous pensons que les Craspédomonales se sont détachées très tôt du tronc des Chromulinales, ont rapidement évoluées dans le sens de l'animalité (rareté des formes plastidiées) en suivant un processus analogue et parallèle à celui de la famille des Pédinellacées puis ont perdu toute possibilité d'enkystement pour enfin s'épanouir en donnant le grand rameau des Spongiaires, si riche en puissance évolutive ».

Le microscope électronique nous a apporté des renseignements sur la structure fine des Choanoflagellés (Fjerdingstad, 1961 a); nous ne connaissons pas grand chose, par contre, de la cytologie des Pédinellacées et l'étude de ces formes rares, jamais abondantes et fragiles, soulève de grandes difficultés pour la microscopie électronique. Il serait, en outre, particulièrement intéressant de connaître avec précision la division cellulaire dans chacun de ces groupes. D'une manière générale, la structure fine des Choanoflagellés se compare facilement à celle décrite chez les Chrysomonadines; la présence confirmée en microscopie électronique de deux rangées de mastigonèmes sur leur flagelle plaide en faveur de cette parenté.

En conclusion, bien que ne possédant pas encore suffisamment d'études cytologiques comparatives, il paraît bien exister une parenté entre les Pédinellacées et les Choanoflagellés.

Reste à établir le passage présumé Choanoflagellé-Spongiaire et dont l'intérêt est considérable.

La cellule des Choanoflagellés et celle des Choanocytes présentent des analogies structurales qui sont connues depuis longtemps et soulignées en particulier par Lameere (1901) qui en conclut, dans son Traité de Zoologie (1932): « Ils (les Choanoflagellés) sont probablement les ancêtres des Métazoaires ».

Les faits favorables à une telle hypothèse ont particulièrement été analysés par Lameere (1901, 1932), Duboscq et Tuzet (1937, 1938, 1939), Tuzet (1944), de Saedeleer (1928, 1929, 1930), Rasmont (1959) et résumés par Hollande (1952).

Il faut pourtant reconnaître que, mise à part cette parenté cytologique, nous ne possédons aucun intermédiaire permettant d'affirmer la véracité de cette série et que les Spon-

giaires apparaissent, aujourd'hui, comme un groupe modifié par un long passé évolutif, ayant acquis des caractères propres aux Métazoaires, en particulier de reproduction. Il est alors légitime de se demander, comme l'a fait Grassé (1952), si nous ne nous trouvons pas en face d'un simple phénomène de convergence.

La microscopie électronique a permis de préciser la structure des Choanocytes, parallèlement aux acquisitions obtenues sur la cellule des Choanoflagellés (Fjerdingstad, 1961 a, 1961 b, Rasmont 1959, Rasmont et Col., 1957). Tous les faits acquis renforcent les parentés possibles entre ces deux cellules dont la structure est identique. On pouvait d'abord penser que la collerette ne présentait ni la même structure ni la même signification dans les deux groupes d'où l'idée d'une possible convergence ; la microscopie électronique montre que leur structure à digitations parallèles est rigoureusement identique, bien que très particulière. Les autres organites cellulaires sont morphologiquement comparables, en particulier l'appareil de Golgi, représenté par un gros dictyosome impair, antérieur et sans rapport apparent avec le blépharoplaste, formation qui rappelle typiquement celle existant chez les Chrysomonadines et bien différente des dictyosomes habituels de la cellule des Métazoaires.

Récemment, Afzelius (1961) a montré que le flagelle des Choanocytes était pourvu de deux rangées de mastigonèmes, structure très comparable à celle des Chrysomonadines et Choanoflagellés ; cet Auteur insiste sur la valeur phylétique de cette structure et sur le caractère exceptionnel qu'elle représente pour l'ensemble des Métazoaires.

En l'absence d'une connaissance suffisante de la division des Choanoflagellés, remarquons encore que celle des Chrysomonadines, du type *Ochromonas* est très voisine de celle des Métazoaires, le centrobépharoplaste devenant centriole par perte du flagelle.

Ces documents, introduits par la microscopie électronique, tranchent-ils définitivement le problème de l'origine des Métazoaires ?

Il faut bien reconnaître que non, mais ils sont tous favorables à une hypothèse qui nous apparaissait assez fragile. Si cette série a effectivement existée, nous n'en connaissons que l'origine et la partie terminale, très évoluée, sans espoir de trouver des intermédiaires et sans espoir, non plus, de lever une certaine part d'hypothèse.

Il est probable que l'étude cytologique précise des Flagellés et d'autres Protistes nous apportera d'autres renseignements phylétiques.

L'étude cytologique de ces formes revêt donc un intérêt multiple ; cette connaissance est encore souvent très incomplète et commande de nouvelles et patientes recherches et « l'avenir saura ce que nous ignorons et s'étonnera que nous ayons ignoré ce qu'il sait ».

DEUXIÈME THÈSE

PROPOSITIONS DONNÉES PAR LA FACULTÉ

VU ET APPROUVÉ
Clermont-Ferrand, le 27 juin 1963
Le Doyen :
P. RÉMY

N° 32/63
VU ET PERMIS D'IMPRIMER,
Clermont-Ferrand, le 4 juillet 1963
Le Recteur :
E. LAPALUS

BIBLIOGRAPHIE

- ALBERTSON P.A. et LEYON H. (1954) — The structure of chloroplasts (V *Chlorella pyrenoidosa* Pringsheim studied by means of electron microscopy). *Exp. Cell. Res.*, **7** (1), 288-290.
- AFZELIUS B.A. (1955) — The ultrastructure of the nuclear membrane of the Sea Urchin oocyte as studied with the electron microscope. *Exp. Cell. Res.*, **8**, 147-158.
- AFZELIUS B.A. (1959) — Electron microscope of the sperm tail flagelle. *J. Biophys. Bioch. Cyt.*, **5** (2), 269-278.
- AFZELIUS B.A. (1960) — A unique type of cilium in the cténophore swimming plates. *Proc. of the European Regional Conf. on Elect. Microsc. Delft*, t. **2**, 926-927.
- AFZELIUS B.A. (1961) — Flimmer flagellatum of the Sponge. *Nature*, **191** (4795), 1318-1319.
- AFZELIUS B.A. (1962) — The contractile apparatus in some invertebrate muscles and spermatozoa. *Fifth Int. Cong. Elect. Microsc. Philadelphia*, vol. **2**, M1, Acad. Press New-York-London.
- ALEXEIFF A. (1911) — Notes sur les Flagellés : I. Quelques Flagellés nouveaux ou peu connus. II. Quelques Flagellés communs dans les infusions. *Arch. Zool. Exp. et Gén.*, **5**, vol. **6**, 491-527.
- ALEXEIFF A. (1928) — Sur la question des mitochondries et de l'appareil de Golgi chez les Protistes. *Arch. Protist.*, **60**, 268-286.
- ALFERT M. et GESCHMID I. (1953) — A selective staining method for the basic proteins of cell nuclei. *Proc. Nation. Acad. Sci.*, **39** (10), 991-999.
- ANAND P.L. (1937) — A taxonomic study of the Algae of the British Chalk-cliffs. *J. of Bot.*, suppl. **1**, 18-27.
- ANAND P.L. (1937) — An ecological study of the Algae of the British Chalk-cliffs. *J. of Ecol.*, **25**, 153-188.
- ANDERSON E. (1955) — The electron microscopy of *Trichomonas muris*. *J. of Protoz.*, **2**, 114-124.
- ANDERSON E. (1957) — Further observations on the fine structure of *Trichomonas*. *Ibid.*, suppl. **27**.
- ANDERSON E. (1962) — A cytological study of *Chilomonas paramecium* with particular reference to the so called trichocysts. *Ibid.*, **9** (4), 380-395.
- ANDERSON E. et BEAMS H.W. (1959) — The cytology of *Tritrichomonas* as revealed by the electron microscope. *J. of Morphol.*, **104** (2), 205-219.
- ANDERSON E. et BEAMS H.W. (1961) — The ultrastructure of *Tritrichomonas* with special reference to the blepharoplast-complex. *J. of Protoz.*, **8** (1), 71-75.
- ANDERSON E., SAXE L.H., BEAMS H.W. (1956) — Electron microscope observations of *Trypanosoma equiperdum*. *J. of Parasitol.*, **42** (1), 11-16.
- ANDRÉ J. (1959 a) — Etude au microscope électronique de l'évolution du chondriome pendant la spermatogénèse du scorpion *Euscorpius flavicaudus*. *J. Ultras. Res.*, **2**, 288-303.
- ANDRÉ J. (1959 b) — Sur l'existence d'un état paracristallin du matériel chondriosomique de certains spermatozoïdes. *C. R. Acad. Sc.*, **249**, 1264-1266.
- ANDRÉ J. (1959 c) — Etude au microscope électronique de l'évolution du chondriome pendant la spermatogénèse du Papillon du chou *Pieris brassicae*. *Ann. Sc. Nat. Zool.*, 12^e série, 283-307.
- ANDRÉ J. (1960 a) — L'évolution ultrastructurale du chondriome au cours de la spermatogénèse chez le Rat. *Proc. Eur. Conf. Elect. Microsc. Delft*, vol. **12**, 947-950.
- ANDRÉ J. (1960 b) — The existence and formation of a paracristalline strate of mitochondrial material in the male germ cells of several gastropods. *Anat. Rec.*, **136** (2), 155.
- ANDRÉ J. (1961) — Sur quelques détails nouvellement connus de l'ultrastructure des organites vibratiles. *J. Ultras. Res.*, **5**, 86-108.
- ANDRÉ J. (1962 a) — Contribution à la connaissance du chondriome. *Ibid.*, suppl. **3**.
- ANDRÉ J. (1962 b) — La formation de mitochondries nouvelles dans les spermatoocytes du Rat. *Fifth Cong. Elect. Microsc. Philadelphia*, t. **3**, 001, Acad. Press New-York-London.
- ANDRÉ J. et ROUILLER C. (1956) — L'ultrastructure de la membrane nucléaire de l'Araignée (*Tegeneria domestica*). *Proc. Stockholm Conf. Elect. microsc.*, 162-164.

- ANDRÉ J. et ROULLER C. (1957) — The ultrastructure of the vitelline body in the oocyte of the spider. *Tege-
neria parietina*. *J. Bioph. Bioch. Cyt.*, **3** (6), 977-984.
- ANDRÉ J. et VIVIER E. (1962) — Quelques aspects ultrastructuraux de l'échange micronucléaire lors de la
conjugaison chez *Paramecium caudatum*. *J. Ultrastr. Res.*, **6**, 390-406.
- ANDRESEN C.C. et NILSSON J.R. (1960) — Electron micrographs of pinocytosis channels in *Amoeba proteus*.
Exp. Cell. Res., **19**, 631-633.
- ASMUND B. (1955) — Occurrence of *Dinobryon crenulatum* in some Danish ponds and remarks on its morpho-
logy, cyst formation and ecology. *Hydrobiologia*, **7**, (1-2), 75-87.
- ASMUND B. (1955-1956) — Electron microscope observations on *Mallomonas caudata* and some remarks on
its occurrence in four Danish ponds. *Bot. Tids.*, **52**, 163-168.
- ASMUND B. (1956) — Electron microscope observations on *Mallomonas* species and remarks on their occu-
rence in some Danish ponds. *Ibid.*, **53**, 75-85.
- ASMUND B. (1961) — Studies on Chrysophyceae from some ponds and lakes in Alaska. I. *Hydrobiologia*, **17**
(3), 237-258.
- AVEL M. et MME (1932) — Sur l'existence dans le Massif Central de la Chrysomonadine *Hydrurus foetidus*.
Revue Algol., **6**, 347-349.
- BAIRATI A. et LEHMANN F.E. (1952) — Über die submikroskopische Struktur der Kernmembran bei *Amoeba*
proteus. *Experientia*, **8** (2), 60-61.
- BAK I.J. et ELLIOTT A.M. (1962) — Structural changes in the mitochondria of *Tetrahymena pyriformis* during
the growth cycle. *Fifth Int. Cong. Elect. Micr. Philadelphia*, t. 2, UU 13, Academic Press New-York-
London.
- BAKER J. (1948) — The status of Protozoa. *Nature*, **161**, 548-551 et 584-587.
- BARKER D.C. (1960) — Nucleo-cytoplasmic connections in *Entamoeba invadens*. *Proc. Europ. Region. Conf.*
Elect. Microsc. Delft., t. 2, 734-738.
- BARKER D.C. (1962) — The structure of particules isolates from the chromatoid body of *Entamoeba invadens*.
Fifth Cong. Elect. Microsc. Philadelphia, t. 2, UU 9.
- BARNES B.G. (1961) — Ciliated secretory cells in the pars distalis of the Mouse hypophysis. *J. Ultr. Res.*, **5**,
453-467.
- BARNES B.G. et DAVIS J.M. (1959) — The structure of nuclear pores in Mammals Tissue. *J. Ultras. Res.*, **3**, 131-
146.
- BAUD A. (1959) — Ultrastructure et fonctions de la membrane nucléaire. *Exposés actuels de la Biologie cellu-
laire*, Masson, Paris.
- BEAMS H.W., KING R.L., TAHMISIAN T.N., DEVINE R.M. (1960) — Electron microscope studies on *Lophomonas*
striata with special reference to the nature and position of the striations. *J. Protoz.*, **7** (1), 91-101.
- BEAMS H.W., TAHMISIAN T.N., DEVINE R.M. (1955) — Electron microscope studies on the cells of Malpighian
tubules of the grasshopper (Orthoptera Acrididae). *J. Bioph. Bioch. Cyt.*, **1**, 197-202.
- BEAMS H.W., TAHMISIAN T.N., DEVINE R.M. (1959 a) — The fine structure of the nuclear envelope of
Endamoeba blattae. *Exp. Cell. Res.*, **18**, 366-369.
- BEAMS H.W., TAHMISIAN T.N., DEVINE R.M., ANDERSON M. (1959 b) — Studies on the fine structure of a
Gregarine parasitic in the gut of Grasshopper, *Melanophus differentialis*. *J. Protoz.*, **6** (2), 136-
146.
- BEAMS H.W., TAHMISIAN T.N., ANDERSON E. et WRIGHT B. (1961) — Studies on the fine structure of *Lopho-
monas blattarum* with special reference to the so-called parabasal apparatus. *J. Ultr. Res.*, **5**, 166-
183.
- BEATTIE A., HIRST E.L., PERCIVAL E. (1961) — Studies on the metabolism of the Chrysophyceae. *Biochem.*
J., **79** (3), 531-537.
- BELAR K. (1916) — Protozoenstudien I et II. *Arch. Protist.*, **36**, 13-51 et 241-302.
- BELAR K. (1926) — Der Formwechsel der Protistenkerne. *Iena*, 1926 (Verlag von Gustav Fischer).
- BELLELLI L. et BONACCI S. (1961) — Contributo alla conoscenza dell'ultrastruttura del blepharoplasto del
Trichomonas foetus. *Arch. Ital. Sc. Med. Parasit.*, **17** (12), 637-644.
- BENNETT S. (1956) — The concept of membrane vesiculation as mechanism for active transport and ion
pumping. *J. Biophys. Bioch. Cyt.*, **2** (4), 99-103.
- BENNETT S. (1959) — Fine structure of cell nucleus, Chromosomes, nucleoli and membrane. *Rev. of Mod.*
Physics, **11** (1), 217-300.
- BERKALOFF C. (1959 a) — Variations de l'ultrastructure des tubes de Malpighi et leur fonctionnement chez
Gryllus domesticus (Orthoptère Gryllidae). *C. R. Acad. Sc.*, **248**, 466-469.
- BERKALOFF C. (1959 b) — Transformations mitochondriales et formation de pigment dans les tubes de Malpighi
de *Gryllus domesticus*. (Orthoptère Gryll.). *C. R. Acad. Sc.*, **249**, 1934-1936.
- BERKALOFF C. (1961) — Etude au microscope électronique des plastides de *Laminaria saccharina*. *C. R. Acad.*
Sc., **252** (18), 2747-2749.
- BERKALOFF C. (1962) — Quelques données sur les ultrastructures de *Furcellaria fastigata*. *Ibid.*, **254** (18),
3235-3237.
- BERN H.A., NISHIOKA R.S. et HAGADORN I.R. (1961) — Association of elementary Neurosecretory granules
with the Golgi complex. *J. Ultras. Res.*, **5**, 311-320.
- BERNHARD W. et DE HARVEN (1958) — L'ultrastructure du centriole et d'autres éléments de l'appareil achro-
matique. 4^e Cong. Inter. Microsc. Electr. Berlin, t. 2, 217-227, Springer Verlag Berlin.
- BERNHARD W. et LEDUC E. (1960) — Essais de cytochimie ultrastructurale. Action sur l'ergastoplasme.
C. R. Acad. Sc., **250**, 3411-3413.
- BERNHARD W. et ROULLER C. (1956) — Close topographical relationship between mitochondria and ergasto-
plasm of liver cells in a definite phase of cellular activity. *J. Biophys. Bioch. Cyt.*, **2** (4) part 2 suppl.,
73-77.

- BERTHOLD G. (1878) — Untersuchungen über die Verzweigung einiger Süßwasseralgen. *Nov. Act. Leop. Carl. Akad. Halle*, **40**, 172-178.
- BHARADWAJ Z. (1936) — On two forms of Hydrurus from Kashmir. *Proc. Indian Acad. Sc.*, série B, **III**, 279-281.
- BIERRING F. (1962) — Electron microscopic observations on the mucus production in human and rat intestinal goblet cells. *Acta Pathol. Microb. Scandinavica*, **54** (3), 241-252.
- BIRKECK M.S. et MERCER E.H. (1961) — Cytology of cells which synthesize proteins. *Nature*, **189** (4764), 558-560.
- BLONDEL B. et TURIAN G. (1960) — Relation between basophilic and fine structure of cytoplasm in the fungus *Allomyces macrogyna*. *J. Biophys. Biochem. Cytol.*, **7** (1), 127-134.
- BOUCK G.B. (1962) — Chromatophore development, pits and other fine structure in the red Algae *Lomentaria Baileyana*. *J. Cell. Biol.*, **12** (3), 553-569.
- BOURRELLY P. (1949) — Un nouveau cas de convergence morphologique entre Chrysophycées et Chlorophycées : *Heimiochrysis actinotrichia*. *C. R. Acad. Sc.*, **228**, 272-273.
- BOURRELLY P. (1957) — Recherches sur les Chrysophycées. *Rev. Algol.* hors série n° 1.
- BOURRELLY P. (1961) — La structure fine des flagelles et la classification des Algues. *Rev. Gén. Bot.*, **68** (101), 332-336.
- BRANDT P.W. (1958) — A study of the mechanism of pinocytosis. *Exp. Cell. Res.*, **15**, 300-313.
- BRANDT B.W. et PAPPAS G.D. (1959) — Mitochondria. II : The nuclear mitochondrial relationship in *Pelomyxa carolinensis*. *J. Biophys. Biochem. Cytol.*, **6** (1), 91-96.
- BRANDT B.W. et PAPPAS G.D. (1960) — An electron microscopic study of pinocytosis in *Ameba*. *Ibid.*, **8** (3), 675-687.
- BRAWERMANN G. et CHARGAFF E. (1961) — Synthesis of novel ribonucleic acid and proteins during chloroplast formation in resting *Euglena* cells. *Biochem. Biophys. Acta*, **48**, 418-420.
- BRAWERMANN G., REBMAN C.A. et CHARGAFF E. (1960) — A bleached variant of *Euglena gracilis* showing a doubling of the content of Desoxyribonucleic acid. *Nature*, **187**, 1037-1038.
- BRADY M. et WATTER A.E. (1959) — Observations on cellular structures of *Porphyridium cruentum*. *J. Biophys. Biochem. Cytol.*, **5** (2), 289-292.
- BURGOS M.H. et FAWCETT W. (1956) — An electron microscope study of spermatid differentiation in the Toad *Bufo arenarum*. *Ibid.*, **2** (3), 223-239.
- BURSA A. (1934) — Hydrurus foetidus in der Polnischen Tatra, I, Oekologie, Morphologie. *Bull. Int. Acad. Polonaise des Sc. et Lettres* (Cl. des Sc. Mathém. et Nat.), série B, 1-7, 69-84. II. Phenologie. *Ibid.*, **8**, 10, 113-131.
- BUTTERFASS T. (1957) — Über Grana, Karyoide und Pyrénioide von *Spirogyra*. *Protoplasma*, **3**, 368-381.
- BUVAT R. (1958) — Recherches sur les infrastructures du cytoplasme dans les cellules du méristème apical des ébauches foliaires et des feuilles développées d'*Elodea canadensis*. *Ann. Sc. Nat. Bot.*, **19** (1), 121-161.
- BUVAT R. (1959 a) — Sur la néoformation de mitochondries à partir du phragmoplaste dans le méristème racinaire du blé. *C. R. Acad. Sc.*, **248**, 1014-1017.
- BUVAT R. (1959 b) — Infrastructure des protéoplastes de la racine de *Phajus Wallichii*. *C. R. Acad. Sc.*, **249** (2), 289-291.
- BUVAT R. (1960 a) — L'infrastructure du cytoplasme végétal d'après les cellules des ébauches d'*Elodea canadensis*. 4^e Congrès Int. Microsc. Electr., vol. 2, 494-499, Springer-Verlag Berlin, 1960-1961.
- BUVAT R. (1961) — Le reticulum endoplasmique des cellules végétales. *Ber. Deutsch. Bot. Gesell.*, **7**, 261-267.
- BUVAT R. (1962 a) — L'origine et le développement des vacuoles des cellules végétales. *Fifth Int. Cong. Elect. Microsc. Philadelphia*, t. 2, W1, Academic Press New-York-London.
- BUVAT R. (1962 b) — L'infrastructure des chondriosomes et des chloroplastes et les modalités de leur différenciation. *Bull. Soc. Fr. Physiol. Vég.*, **8** (1), 3-13.
- BUVAT R. et LANCE A. (1958) — Evolution des infrastructures des mitochondries au cours de la différenciation cellulaire. *C. R. Acad. Sc.*, **247**, 1130-1132.
- BUVAT R. et MOUSSEAU A. (1960 b) — Origine et évolution du système vacuolaire dans la racine de *Triticum vulgare* ; relation avec l'ergastoplasme. *C. R. Acad. Sc.*, **251** (25), 3051-3053.
- BUVAT R. et PUISSANT A. (1958) — Observations sur la cytotidérèse et l'origine des plasmodemes. *Ibid.*, **247**, 233-236.
- CAMEFORT M. (1961) — Néoformations possibles de dictyosomes et de mitochondries chez le proembryon de *Pinus laricio*. *C. R. Acad. Sc.*, **254** (23), 2744-2746.
- CAPORALLI L. (1958) — Infrastructure et évolution des plastes du méristème racinaire de *Lens culinaris*. *C. R. Acad. Sc.*, **246** (8), 1263-1265.
- CARASSO N. et FAVARD P. (1958) — L'origine des plaquettes vitellines de l'œuf de Planorbe. *C. R. Acad. Sc.*, **246** (10), 1594-1597.
- CARASSO N. et FAVARD P. (1961) — Les ultrastructures cytoplasmiques dans MAGNAN, *Traité de Microscopie électronique*, Hermann, Paris.
- CARASSO N., FAURE-FRÉMIET E. et FAVARD P. (1962) — Ultrastructure de l'appareil excréteur chez quelques Ciliés Péritriches. *J. Microsc.*, **1** (6), 455-468.
- CARO L.G. et PALADE G.E. (1961) — Le rôle de l'appareil de Golgi dans le processus sécrétoire. *C. R. Soc. Biol.*, **155** (9), 1750-1757.
- CAVE M.S. et POCKOCK M.A. (1951) — Kariological studies in the Volvocaceae. *Amer. J. Bot.*, **38**, 300-311.
- CHADEFAUD M. (1936) — Le cytoplasme des Algues vertes et des Algues brunes. *Rev. Algol.*, **8** (1-2).
- CHADEFAUD M. (1944) — Observations cytologiques sur quelques *Polytoma*. *Rev. Cytol. Cytophysiol. Vég.*, **6**, 1-13.

- CHADEFAUD M. (1960) — *Traité de Botanique*, t. 1, Masson, Paris.
- CHAKRABORTY J. et DAS GUPTA N.N. (1958) — Ultrastructure of the pellicle and the nucleus of *Leishmania donovani*. 4^e Cong. Int. Microsc. Electr., t. 2, 510-515, Springer Verlag Berlin, 1960.
- CHAKRABORTY J. et SANYAL A.B. (1962) — Some observations on the nucleus and the kinetoplast of *Leishmania donovani*. The kala azar parasite. Fifth Int. Cong. Electr. Microsc. Philadelphia, t. 2, UUS, Academic Press New-York-London.
- CHANDRA S. (1962) — The reversal of mitochondrial membrane. *J. Cell Biol.*, **12** (3), 503-513.
- CHANK P.C. (1956) — Ultrastructure of *Leishmania donovani* *J. Parasitol.*, **42** (1), 126-136.
- CHARDARD R. (1957) — Etude de l'ultrastructure d'*Anthoceros* au microscope électronique. *Rev. Cytol. Biol. Vég.*, **17** (4), 359-373.
- CHARDARD R. (1960) — L'ultrastructure du grain de pollen des Orchidées. Note préliminaire. *Ibid.*, **19** (2), 223-235.
- CHARDARD R. et ROUILLER C. (1957) — L'ultrastructure de trois Algues Desmidiées. Etude au microscope électronique. *Ibid.*, **18** (2), 153-178.
- CHATTON E. (1938) — Titres et travaux scientifiques (1906-1937), Sète.
- CHEISSIN E.M. et MOSSEVITCH T.N. (1962) — An electron microscope study of *Colpidium colpoda*. *Arch. Protist.*, **106** (2), 181-200.
- CHOPRA C.H. (1959) — Cytochemical study of mitochondrial structure. *Nature*, **184** (9), 656-657.
- CLARK T.B. (1960) — Electron microscope studies of nuclear extrusions in pancreatic acinar cells of the rat. *J. Biophys. Biochem. Cytol.*, **7** (2), 345-352.
- CLARK T.B. et WALLACE G. (1960) — A comparative study of kinetoplast ultrastructure in the Trypanosomides. *J. Protoz.*, **7** (2), 115-124.
- CLEVELAND L.R. (1949) — Hormone-induced sexual cycles of Flagellates. I. Gametogenesis, fertilization and meiosis in *Trichonympha*. *J. Morphol.*, **85**, 197-296.
- CLEVELAND L.R. (1954) — Hormone induced sexual cycles of Flagellates. Meiosis in *Barbulanympha* following fertilization, autogamy and endomitosis. *Ibid.*, **95**, 557-619.
- CLEVELAND L.R. (1957) — Types and life cycles of centrioles of Flagellates. *J. Protoz.*, **4**, 230-241.
- CLEVELAND L.R. (1960) — The centrioles of *Trichonympha* from Termites and their functions in reproduction. *J. Protoz.*, **7** (4), 326-341.
- CLEVELAND L.R. (1961) — The centrioles of *Trichomonas* and their functions in the cell reproduction. *Arch. Protist.*, **105** (2), 149-162.
- COHEN M. (1957) — Electron microscopic observations of *Amoeba proteus* in growth and inanition. *J. Biophys. Biochem. Cytol.*, **3**, 859-865.
- COHEN M. et BOWLER E. (1953) — Lamellar structures of the tobacco chloroplast. *Protoplasma*, **42** (4), 414-416.
- CONRAD W. (1926) — Recherches sur les Flagellés de nos eaux saumâtres. *Arch. Prot.*, **56**, 167-231.
- CONRAD W. (1927) — Essai d'une monographie des genres *Mallomonas* et *Pseudomallomonas*. *Ibid.*, **59**, 423-505.
- CONRAD W. (1928) — Le genre *Microglena* (Ehrenberg). *Ibid.*, **60**, 415-439.
- CURTISS A.S.G. (1962) — Cell contact and cell adhesion. *Biol. Rev.*, **37**, 82-129.
- DALTON A.J. (1961) — Golgi apparatus and secretion granules dans *The Cell II*, Brachet et Mirsky, Academic Press New-York-London.
- DALTON A.J. et FELIX M.D.A. (1956) — A comparative study of the Golgi complex. *J. Biophys. Biochem. Cytol.*, **2** (4), n° 2 suppl., 79-83.
- DANGEARD P. (1928) — L'appareil mucifère et le vacuome chez les Eugéniens. *Ann. Protist.*, **1**, 69-74.
- DANGEARD P. (1958) — Le chondriome de la cellule végétale. *Protoplasmatologia*, **3** (D1), 1-41.
- DANGEARD P.A. (1889) — Recherches sur les Cryptomonadines et les Euglenae. *Le Botaniste*, 1^{re} série, 1-38.
- DANGEARD P.A. (1901) — Etude sur la structure de la cellule et ses fonctions. Le *Polytoma uvella*. *Ibid.*, **8**, 5-58.
- DANGEARD P.A. (1910) — Etude sur le développement et la structure des organismes inférieurs. *Ibid.*, **11**, 113-180.
- DANGEARD P.A. (1911) — Le pyrénioïde chez les Cryptomonadines. *Bull. Soc. Bot. Fr.*, **58**, 449-452.
- DEFLANDRE G. (1934) — Sur la structure des flagelles. *Ann. Protist.*, **4**, 31-53.
- DEFLANDRE G. (1938) — Les corpuseules biréfringents des Ciliés et Cryptomonadines. *Bull. Soc. Fr. Microsc.*, **7**, 110-129.
- DELLAY C. (1962) — Observations sur l'infrastructure des jeunes hyphes du mycélium végétatif de *Podospora anserina*. *C. R. Acad. Sc.*, **254** (21), 3737-3739.
- DESCOMPS S. (1963) — Contribution à l'étude infrastructurale des Vauchéries. *C. R. Acad. Sc.*, **256** (6), 1333-1335.
- DEUTSCH K. (1960) — The mitosis of *Hartmanella astronyxis*. An electron microscope study. *Monats. Deuts. Ak. Wis. Berlin*, **2** (3), 205-210.
- DEUTSCH K. et SWANN M.M. (1959) — An electron microscope study of small free-living ameba (*Hartmanella astronyxis*). *Quart. J. Microsc. Sc.*, **100** (1), 13-15.
- DOCQUIER E. (1923) — La division nucléaire chez l'*Antophysa vegetans* (Stein). *C. R. Soc. Biol.*, **89**, 443-445.
- DOFLEIN F. (1917) — Studien zur Naturgeschichte der Protozoen. IX. Rhizochrysis, eine Übergangsform unter den niederen Protozoen. *Zool. Jahr.*, **40** (3), 383-420.
- DOFLEIN F. (1918) — Beiträge zur Kenntnis von Bau und Teilung der Protozoenkerne. *Zool. Anz.*, **49** (11-13), 291-306.
- DOFLEIN F. et REICHENOW E. (1929) — *Lehrbuch der Protozoenkunde*, verlag von Gustav Fischer, Iéna.

- DRAGESCO J. (1951) — Sur la structure des trichocystes du Flagellé Cryptomonadine *Chilomonas paramecium*. *Bull. Microsc. Appl.*, 2^e série, **1** (9-12), 172-175.
- DRAGESCO J. (1952) — Le Flagellé *Oxyrrhis marina* : cytologie, trichocystes, position systématique. *Ibid.*, **2** (9-10), 148.
- DRAGESCO J. (1962) — L'orientation actuelle de la systématique des Ciliés et la technique d'imprégnation au protéinate d'argent. *Ibid.*, **2** (11), 49-58.
- DRAWERT H. et MIX M. (1962 a) — Licht und elektronenmikroskopische Untersuchungen an Desmidiaceen. IX. Die Struktur der Pyrenoide von *Micrasterias rotata*. *Planta*, **58** (1), 50-74.
- DRAWERT H. et MIX M. (1962 b) — Zur Funktion des Golgi-apparatus in der Pflanzenzelle. *Ibid.*, **58** (4), 448-452.
- DROOP M.R. (1956 a) — *Haematococcus pluvialis* and its allies. I. The Sphaerellaceae. *Rev. Algol.*, nouvelle série **2** (1-2), 53-71.
- DROOP M.R. (1956 b) — II. Nomenclature in *Haematococcus*. *Ibid.*, **2** (3), 182-192.
- DROOP M.R. (1961) — III. Organic nutrition. *Ibid.*, **5** (4), 247-259.
- DRUM R.W. (1962) — The non siliceous fine structure of a diatom. *Fifth Int. Cong. Electr. Microsc. Philadelphia*, t. 2, UU14. Academic Press, New-York-London.
- DUBOSCQ O. et TUZET O. (1937) — L'ovogénèse, la fécondation et les premiers stades de développement des Eponges calcaires. *Arch. Zool. Exp. Gén.*, **79**, 157-316.
- DUBOSCQ O. et TUZET O. (1938) — La collerette des choanocytes chez les éponges calcaires hétérocoeles. *C. R. Soc. Biol.*, **129**, 296-298.
- DUBOSCQ O. et TUZET O. (1939) — Les diverses formes des choanocytes des éponges calcaires hétérocoeles et leur signification. *Arch. Zool. Exp. Gén.*, **80**, 353-388.
- DUMONT J.N. (1961) — Observations on the fine structure of the ciliate *Dileptus anser*. *J. Protoz.*, **8** (4), 392-402.
- DUTTA G.P. (1959) — Histochemical studies of *Herpetomonas muscarum*. *Quart. J. Microsc. Sc.*, **100** (3), 413-419.
- EILAM Y. et KLEIN S. (1962) — The effect of light intensity and sucrose feeding on the fine structure in chloroplasts and on the chlorophyll content of etiolated leaves. *J. Cell Biol.*, **14** (2), part. 1, 169-182.
- ELLIOTT A.M. (1934) — Morphology and life history of *Haematococcus pluvialis*. *Arch. Protist.*, **82**, 250-271.
- ELLIS W.N. (1929) — Recent researches on the Choanoflagellata (Craspedomonadines). *Ann. Soc. Roy. Zool. Belg.*, **60**, 49-88.
- EPSTEIN H.T. et SCHIFF J.A. (1961) — Studies of the chloroplast development in *Euglena*. *J. Protoz.*, **8** (4), 427-432.
- FARRANT J.L. et LEAN J.D. (1960) — The ultrastructure of chloroplast. *Proc. Europ. Conf. Electr. Microsc. Delft*, t. 2, 1038-1041.
- FAURE-FRÉMIET E. (1954) — Les problèmes de la différenciation chez les Protistes. *Bull. Soc. Zool. Fr.*, **79**, 311-329.
- FAURE-FRÉMIET E. (1958) — The origin of Metazoa and the stigma of the Phytoflagellates. *Quart. J. Microsc. Sc.*, **99** (1), 123-129.
- FAURE-FRÉMIET E. (1961 a) — Morphogénèse et physiologie de la ciliation. *Pathologie-Biologie*, **9** (7-8), 811-816.
- FAURE-FRÉMIET (1961 b) — Cils vibratils et flagelles. *Biol. Rev.*, **36**, 464-536.
- FAURE-FRÉMIET E. et ROUILLER C. (1957) — Le flagelle interne d'une Chrysomonadale : *Chromulina psammobia*. *C. R. Acad. Sc.*, **244** (21), 2655-2657.
- FAURE-FRÉMIET E. et ROUILLER C. (1958) — Myonèmes et cinétodesmes chez les Ciliés du genre *Stentor*. *Bull. Microsc. Appl.*, **8**, 117-119.
- FAURE-FRÉMIET E. et ROUILLER C. (1959) — Le cortex de la vacuole contractile et son ultrastructure chez les Ciliés. *J. Protoz.*, **6**, 29-37.
- FAURE-FRÉMIET E., FAVARD P. et CARASSO N. (1962) — Etude au microscopie électronique des ultra-structures d'*Epistylis anastica*. *J. Microsc.*, **1** (3-4), 287-312.
- FAURE-FRÉMIET E., ROUILLER C. et GAUCHERY M. (1956 a) — Les structures myoïdes chez les Ciliés. Etude au microscope électronique. *Arch. Anat. Microsc. et Morphol. Exp.*, **45** (2), 139-161.
- FAURE-FRÉMIET E., ROUILLER C. et GAUCHERY M. (1956 b) — Structure et origine du pédoncule chez *Chilodochona*. *J. Protoz.*, **3**, 188-193.
- FAURE-FRÉMIET E., ROUILLER C. et GAUCHERY M. (1956 c) — L'appareil squelettique et myoïde des Urcéolaires : étude au microscope électronique. *Bull. Soc. Zool. Fr.*, **81**, 77-84.
- FAVARD P. (1961) — Evolution des ultrastructures cellulaires au cours de la spermiogénèse de l'*Ascaris magalocephala*. *Ann. Sc. Nat. Zool.*, 1^{re} série, **3**, 52-152.
- FAWCETT Don W. (1958) — The structure of mammalian spermatozoon. *Int. Rev. Cytol.*, **1**, 195-234.
- FAWCETT Don W. (1961 a) — Cilia and flagella, in *The Cell, Brachet et Mirsky*, vol. **2**, 217-297, Academic Press, New-York-London.
- FAWCETT Don W. (1961 b) — The membrane of the cytoplasm. *Laborat. Invest. U.S.A.*, **10** (6), 1162-1188.
- FAWCETT Don W. et PORTER K.R. (1954) — A study of the fine structure of ciliated epithelia. *J. Morphol.*, **94** (2), 221-282.
- FICQ A. (1959) — La physiologie du nucléole, in *Exposés actuels de Biologie cellulaire*, R. Thomas. Problèmes d'ultrastructures et de fonctions nucléaires, Masson, Paris.
- FINEAN J.B., SJOSTRAND F.S. et STEINMANN E. (1953) — Submicroscopic organisation of some layered lipoproteins structures. *Exp. Cell Res.*, **5** (2), 557-559.
- FJERDINGSTAD E.J. (1961 a) — Ultrastructure of the collar of the Choanoflagellate *Codonosiga botrytis*. *Z. Zellforsch.*, **54**, 449-510.

- FJERDINGSTAD E.J. (1961 b) — The ultrastructure of choanocyte collars in *Spongilla lacustris*. *Ibid.*, **53**, 645-657.
- FOTT B. (1955) — Scales of *Mallomonas* observed in the electron microscope. *Preslia*, **27**, 280-282.
- FOTT B. (1959) — *Algenkunde*, Gustav Fischer Verlag Jéna.
- FOTT B. (1962) — Taxonomy of *Mallomonas* based on electron micrographs of scales. *Preslia*, **34**, 69-84.
- FRITSCH F.E. (1948) — *The structure and the reproduction of the Algae*, vol. **1**, University Press, Cambridge.
- GARNHAM P.C.C., BAKER J.R. et BIRD R.G. (1960) — The fine structure of *Lankesterella Garnhami*. *J. Protoz.*, **9** (1), 107-114.
- GARNHAM P.C.C., BIRD R.G. et BAKER J.R. (1960) — Electron microscope studies of motile stages of *Malaria* parasites. *Trans. Roy. Soc. Trop. Medec. Hyg.*, **54** (3), 274-278.
- GATENBY J.B., DALTON A.J. et FÉLIX M.D. (1955) — The contractile vacuole of Parazoa and Protozoa and the Golgi apparatus. *Nature*, **176** (4476), 301-302.
- GATENBY J.B. et SMYTH J.D. (1940) — The Golgi apparatus and pyrenoids of *Chilomonas paramecium* with remarks on the identification of *Copromonas subtilis*. *Quart. J. Microsc. Sc.*, **81** (324), 595-617.
- GATENBY J.B. et TAHMISIAN T.N. (1959) — Centriole adjunct, centrioles, mitochondria and ergastoplasm in Orthopteren spermatogenesis. *La Cellule*, **60**, 105-134.
- GAVAUDAN P. (1960) — Production expérimentale dans la cellule végétale de « Nebenkerns » ergastoplasmiques. *C. R. Acad. Sc.*, **250** (24), 4029-4031.
- GAVIN M.A., WANKO T. et JACOBS L. (1962) — Electron microscope studies of reproducing and interkinetic *Toxoplasma*. *J. Protoz.*, **9** (2), 222-234.
- GEITLER L. (1927 a) — Die Schwärmer und Kieselcysten von *Phaeodermatium rivulare* mit einer Berichtigung über *Placochrysis*. *Arch. Protist.*, **58**, 272-279.
- GEITLER L. (1927 b) — Über Vegetations Färbungen in Bächen. *Biologia generalis*, **3**, 791-814.
- GEITLER L. (1935) — Über zweikernige Cysten von *Dinobryon divergens*. *Oester. Bot. Zeits.*, **84**, 282-286.
- GEITLER L. (1942) — Neue luftlebige Algen aus Wien. *Ibid.*, **91**, 49-51.
- GEITLER L. (1943) — Eine neue atmosphärische *Chrysophyceae*, *Rutnera spectabilis* nov. gen. Sp. *Intern. Rev. Hydrobiol. Hydrog.*, **43**, 100-109.
- GEORGEVITCH J. (1956) — Sur l'appareil parabasal de *Proteromonas melisselensis*. *Bull. Acad. Serbe des Sc.*, **16** (4), 51-55.
- GIBBONS I.R. (1960) — Observations on the structure of Cilia and Flagella. *Proc. Europ. Conf. Electr. Microsc. Delft*, t. **2**, 929-933.
- GIBBONS I.R. (1961 a) — Structural asymmetry in cilia and flagella. *Nature* **190** (4781), 1128-1129.
- GIBBONS I.R. (1961 b) — The relation between the fine structure and direction of beat in gill cilia of a Lamelli-branch Mollusc. *J. Biophys. Biochem. Cytol.*, **11** (1), 179-205.
- GIBBONS I.R. et GRIMSTONE A.V. (1960) — On flagellar structure in certain flagellates. *J. Biophys. Biochem. Cytol.*, **7** (4), 697-716.
- GIBBS S.P. (1960) — The fine structure of *Euglena gracilis* with special reference to the chloroplasts and pyrenoids. *J. Ultrastr. Res.*, **4** (2), 127-148.
- GIBBS S.P. (1962 a) — Nuclear envelope-relationships in Algae. *J. Cell Biol.*, **14** (3), 433-444.
- GIBBS S.P. (1962 b) — The ultrastructure of the pyrenoids of Algae, exclusive of the green Algae. *J. Ultrastr. Res.*, **7**, 247-261.
- GIBBS S.P. (1962 c) — The ultrastructure of the pyrenoids of green Algae. *Ibid.*, **7**, 262-272.
- GIBBS S.P. (1962 d) — Chloroplasts development in *Ochromonas danica*. *J. Cell. Biol.*, **15** (2), 343-361.
- GIBBS S.P. (1962 e) — The ultrastructure of chloroplasts of Algae. *J. Ultrastr. Res.*, **7** (5-6), 418-435.
- GIBBS S.P., LEWIN R.L. et PHILPOTT L. (1958) — The fine structure of flagellar apparatus of *Chlamydomonas Moewusii*. *Exp. Cell. Res.*, **15**, 619-622.
- GIBOR A. et GRANICK S. (1962) — The plastid system of normal and bleached *Euglena gracilis*. *J. Protoz.*, **9** (3), 327-334.
- GIRAUD G. (1962 a) — Les infrastructures de quelques Algues et leur physiologie. *J. Microsc.*, **1**, 251-274.
- GIRAUD G. (1962 b) — Structure des plastes et localisation des pigments chez les Algues. *Bull. Soc. Fr. Physiol. Vég.*, **8** (1), 19-21.
- GLAUERT A.M. (1962) — A survey of embedding media for electron microscopy. *J. Roy. Microsc. Soc.*, **80** (4), 269-277.
- GLAUERT A.M. et GLAUERT R.H. (1958) — Araldite as an embedding medium for electron microscopy. *J. Biophys. Biochem. Cytol.*, **4** (2), 191-194.
- GOJDICS M. (1953) — The genus *Euglena*. *The University of Wisconsin Press*, Madison.
- GRANICK S. (1961) — The chloroplasts: Inheritance; structure and function, in *The Cell*, vol. II Brachet et Mirsky, Academic Press New York-London.
- GRASSÉ P.P. (1926) — Contribution à l'étude des Flagellés parasites. *Arch. Zool. Exp. Gén.*, **65**, 345-602.
- GRASSÉ P.P. (1952) — *Traité de Zoologie*, t. **1**, fasc. 1, Masson, Paris.
- GRASSÉ P.P. (1956 a) — L'ultrastructure de *Pyrsonympha vertens* (Zooflagellata Pyrsonymphina); les flagelles et leur coaptation avec le corps, l'axostyle contractile, le cytoplasme. *Arch. Biol.*, **61** (3-4), 595-611.
- GRASSÉ P.P. (1956 b) — L'appareil parabasal et l'appareil de Golgi sont un même organite. Leur ultrastructure, leurs modes de sécrétion. *C. R. Acad. Sc.*, **242**, 858-861.
- GRASSÉ P.P. (1956 c) — L'appareil de Golgi des Protozoaires et son ultrastructure comparée à celle des Métazoaires. *Proc. Stockholm Conf. Electr. Microsc.*, 143-145.
- GRASSÉ P.P. (1957) — Ultrastructure, polarité et reproduction de l'appareil de Golgi. *C. R. Acad. Sc.*, **245** (16), 1278-1281.

- GRASSÉ P.P. (1959 a) — Les chromosomes des Protozoaires étudiés au microscope électronique. *Proc. XV. Int. Cong. Zool. London*, 482-483.
- GRASSÉ P.P. (1959 b) — Sur l'ultrastructure des chromosomes in *Exposés actuels de Biologie cellulaire*, A. Thomas, Masson, Paris.
- GRASSÉ P.P. (1961) — La reproduction par induction du blépharoplaste et du flagelle de *Trypanosoma equiperdum* (Flagellé Protomonadine). *C. R. Acad. Sc.*, **252** (25), 3917-3921.
- GRASSÉ P.P. et CARASSO N. (1957) — Ultrastructure of the Golgi apparatus in Protozoa and Metazoa (somatic and germinal cells). *Nature*, **179** (4549), 31-33.
- GRASSÉ P.P., CARASSO N. et FAVARD P. (1956) — Les ultrastructures cellulaires au cours de la spermiogénèse de l'Escargot (*Helix pomatia*) ; évolution des chromosomes, du chondriome, de l'appareil de Golgi, etc. *Ann. Sc. Nat. Zool.*, 11^e série, 339-380.
- GRASSÉ P.P. et DRAGESCO J. (1957) — L'ultrastructure des chromosomes des Péridiniens et ses conséquences génétiques. *C. R. Acad. Sc.*, **245**, 2447-2452.
- GRASSÉ P.P., POISSON R.A. et TUZET O. (1961) — *Zoologie, I*, Masson, Paris.
- GRASSÉ P.P. et THÉODORIDES J. (1957) — L'ultrastructure de la membrane nucléaire des Grégarines. *C. R. Acad. Sc.*, **245**, 1985-1986.
- GRASSÉ P.P. et THÉODORIDES J. (1958) — La présence de l'ergastoplasme chez les Protozoaires (cas des Grégarines). *C. R. Acad. Sc.*, **246** (9), 1352-1353.
- GRASSÉ P.P. et THÉODORIDES J. (1959) — Recherches sur l'ultrastructure de quelques Grégarines. *Ann. Sc. Nat. Zool. Biol. Anim.*, 1^{re} série, **1**, 237-249.
- GRAWLEY J.C.W. (1960) — The development of protoplastids in *Lupinus albus*. *Proc. Europ. Conf. Electr. Microsc. Delft*, t. **2**, 1047-1050.
- GREEN De E. et HATEFI Y. (1961) — The mitochondrion and biochemical machines. *Sciences*, **133** (3445), 13-19.
- GREIDER M.M., KOSTIR W.J. et FRAJOLA W.J. (1956) — Electron microscopy nuclear membrane of *Amoeba proteus*. *J. Biophys. Biochem. Cytol.*, **2** (4), suppl., 445-447.
- GRELL K.G. (1956) — *Protozoologie*, Springer-Verlag Berlin.
- GRELL K.G. et WOHLFARTH-BOTTERMANN K.E. (1958) — Licht und elektronenmikroskopische Untersuchungen an dem Dinoflagellaten *Amphidinium elegans*. *Z. Zellforsch.*, **47**, 7-17.
- GRIFFIN L. (1960) — The isolation, characterization and identification of the crystalline inclusions of the large free-living Amebae. *J. Biophys. et Biochem. Cytol.*, **7** (2), 228-234.
- GRIMSTONE A.V. (1959) — Cytoplasmic membranes and the nuclear membrane in the Flagellate *Trichonympha*. *J. Biophys. Biochem. Cytol.*, **6**, 369-378.
- GRIMSTONE A.V. (1961) — Fine structure and morphogenesis in Protozoa. *Biol. Rev.*, **36**, 97-150.
- GUPTA Das N.N., GUHA A. et DE M.L. (1954) — Observations in the structure of *Leishmania donovani*. *Exp. Cell Res.*, **6**, 353-360.
- HADEK R. et SWIFT H. (1962) — Nuclear extrusion and intracisternal inclusions in the rabbit blastocyst. *J. Cell Biol.*, **13** (3), 445.
- HAECKEL E. (1879) — *Le règne des Protistes*, traduit de l'allemand par J. Soury, Reinwald et Cie, Paris.
- HAGUENEAU F. (1955) — L'appareil de Golgi au microscope électronique. *Bull. Microsc. Appl.*, 2^e série, **5** (1-2), 18-20.
- HAGUENEAU F. (1958) — The ergastoplasm : ultrastructure and biochemistry. *Int. Rev. Cytol.*, **7**, 425-483.
- HALL R.P. (1930) — Osmiophilic inclusions similar to Golgi apparatus in the Flagellates *Chromulina*, *Chilomonas* et *Astasia*. *Arch. Protist.*, **69**, 7-22.
- HALL R.P. (1953) — *Protozoology*, Prentice-Hall New-York.
- HALL R.P. (1957) — Cytoplasmic inclusions of the plantlike flagellates. *Bot. Rev.*, **23** (5), 313-319.
- HALLER De G. (1958) — Contribution à la cytologie d'*Euglena viridis*. 4^e Cong. Int. Microsc. Electr. Berlin, 517-520. Springer-Verlag-Berlin, 1960.
- HALLER De G. (1959) — Structure submicroscopique d'*Euglena viridis*. *Arch. Sc. Genève*, **12** (3), 309-340.
- HALLER De G. et ROUILLER C. (1961) — La structure fine de *chlorogonium elongatum*. Etude systématique au microscope électronique. *J. Protozol.*, **8** (4), 452-462.
- HANGSGIRG A. (1889) — *Phacodermatium* nov. gen. *Notorisia*, **4** (13), 658.
- HARDY A.C. (1953) — On the origin of Metazoa. *Quart. J. Microsc. Sc.*, **94** (4), 441-443.
- HARRIS K. (1953) — Contribution to our knowledge of *Mallomonas*. *J. of the Linnean Soc. of London*, **15** (336), 88-102.
- HARRIS K. et BRADLEY D.E. (1956 a) — Potentialities of carbon replica technique in the examination of the scales of *Synura* and *Mallomonas* under the electron microscope. *Research Correspondence*, **9**.
- HARRIS K. et BRADLEY D.E. (1956 b) — Electron microscopy of *Synura* scales. *Discovery*, 329-332.
- HARRIS K. et BRADLEY D.E. (1957) — An examination of the scales and bristles of *Mallomonas* in the electron microscope using carbon replicas. *J. Roy. Microsc. Soc.*, **76** (1-2), 37-46.
- HARRIS K. et BRADLEY D.E. (1958) — Some unusual Chrysophyceae studied in the electron microscope. *J. Gen. Microbiology*, **18** (1), 71-83.
- HARRIS K. et BRADLEY D.E. (1960) — A taxonomic study of *Mallomonas*. *Ibid.*, **22** (3), 750-777.
- HAWES R.S. (1947) — On the structure, division and systematic position of *Trichomonas vaginalis* Donné with a note on its methods of feeding. *Quart. J. Microsc. Sc.*, **88** (1), 79-98.
- HEDLEY R.H. et BERTRAND W.S. (1962) — Electron microscopic observations of *Gromia oviformis*. *J. Protozol.*, **9** (1), 79-87.
- HAYE A. (1930) — Untersuchungen über *Dinobryon divergens*. *Arch. Protist.*, **72**, 295-301.
- HEITZ E. Von (1957 a) — Struktur der Chondriosomen und Plastiden im Wurzelmeristem von *Zea mais* und *Vicia faba*. *Z. Natur.*, **12 b** (3), 283-286.
- HEITZ E. Von (1957 b) — Struktur des Grana in den Chloroplasten eines Lebermooses. *Ibid.*, **12 b**, 811-812.

- HEITZ E. Von (1958) — Weitere Belege für das gesetzmässige Vorkommen plasmatischer Lamellensysteme bei Pflanzen und ihre identische Struktur mit dem Golgi-Apparat bei Tieren. *Ibid.*, **13 b** (10), 663-665.
- HEITZ E. Von (1960) — Zur Kenntnis des lamellaren Musters in Angewachse und der Kristallgitterstruktur in jungen Chloroplasten. *Experientia*, **16** (6), 265-270.
- HEITZ E. Von (1961) — Das lamellare Dünn-dick-Muster der Chloroplasten von *Chlamydomonas*, *Euglena*, *Fucus*, *Vaucheria*. *Z. Zell. Mikrosk. Anat.*, **53** (4), 444-448.
- HENNEGUY F. (1896) — *Leçons sur la cellule*, Carré édit., Paris.
- HEYNIC H. (1963) — *Chrysochromulina parva* Lackey im Plankton Mitteldeutschlands. *Arch. Protist.*, **106** (3), 453-455.
- HIRSCHLER J. (1928) — Sur un composant plasmatique de *Proteromonas lacertae-viridis*. *C. R. Soc. Biol.*, **1** (98), 1101.
- HODGE A. (1956) — Effects of the physical environment on some lipoproteins layer systems and observations on their morphogenesis. *J. Biophys. Biochem. Cytol.*, **4** (2), suppl., 221-228.
- HODGE A. (1959) — Fine structure of lamellar systems as illustrated by Chloroplasts. *Rev. of Modern Physics*, **31** (2), 331-341.
- HODGE A., LEAN Mac J.D. et MERCER F.V. (1955) — Ultrastructure of the lamellae and grana in the chloroplasts of *Zea mays*. *J. Biophys. Biochem. Cytol.*, **1** (6), 605-614.
- HOLLANDE A. (1940) — Le « Nebenkörper » de certains *Cryptomonas* et la critique du cycle de *Paramoeba eilhardi* selon Schaudinn. *Bull. Soc. Zool. Fr.*, **65**, 211-216.
- HOLLANDE A. (1942) — Etude cytologique et biologique de quelques Flagellés libres. *Arch. Zool. Exp. et Gén.*, **83**, 1-268.
- HOLLANDE A. (1952) — Classes des Chloromonadines, des Euglénien, des Cryptomonadines, des Choamoflagellés et O. des Bodonidés, in Grassé, *Traité de Zoologie*, t. I, fasc. 1, Masson, Paris.
- HOLLANDE A., CACHON J. et CACHON-ENJUMET M. (1963) — Considérations sur la structure et l'ultrastructure du nucléole de quelques Péridiniens libres. *C. R. Acad. Sc.*, **256** (14), 3193-3195.
- HOLLANDE A. et ENJUMET M. (1953) — Morphologie et reproduction de *Trichomonas aulacodi* nov. sp. parasite de *Trionomys (Aulacodus) Swinderianus*. Etude du cycle chromosomique. *Ann. Sc. Nat. Zool.*, 11^e série, 439-445.
- HOLLANDE A. et PESSON P. (1945) — Biologie et cycle évolutif de *Dimoeropsis destructor*. *Bull. Biol. Fr. Belg.*, **79**, 1-16.
- HOFFMAN H. et GRIGG G.W. (1958) — An electron microscopic study of mitochondria formation. *Exp. Cell Res.*, **15**, 118-131.
- HONIGBERG B.M. (1963) — Evolutionary and systematic relationships in the flagellate Order Trichomonadida Kirby. *J. Protozol.*, **10** (1), 20-63.
- HORNE R.W. et NEWTON B.A. (1958) — Intracellular structure of the kinetoplast-blepharoplast complex. *Exp. Cell Res.*, **15**, 103-111.
- HOUWINK A.L. (1951) — Die Pellikularschuppen und die Geissel der *Physomonas vestita*. *Z. Wissens. Mikrosk.*, **60** (18), 402-404.
- HOVASSE R. (1936) — Constituants cytoplasmiques et en particulier appareil de Golgi chez quelques Volvocinées. *C. R. Soc. Biol.*, **73** (27), 253-256.
- HOVASSE R. (1937 a) — Aux confins du règne animal: les constituants cytoplasmiques des Volvocales. *Bull. Soc. Zool. Fr.*, **62**, 107-112.
- HOVASSE R. (1937 b) — Quelques données cytologiques nouvelles sur *Eudorina illinoisensis* (Kofoid). Contribution à l'étude des Volvocales. *Bull. Biol. Fr. et Belg.*, **71** (2), 220-237.
- HOVASSE R. (1938) — Nouvelles recherches sur les constituants cytoplasmiques des Volvocales: les Chlamydomonadines. *Bull. Soc. Zool. Fr.*, **63**, 357-367.
- HOVASSE R. (1943 a) — Une Chlamydomonadine possédant un appareil parabasal multiple: *Carteria cordiformis*. *Bull. Soc. Zool. Fr.*, **68** (3), 70-74.
- HOVASSE R. (1943 b) — Contribution à l'étude des Flagellés libres: *Oicomonas beauchampi* sp. nov., Protomonadine et Chrysomonadine. *Arch. Zool. Exp. Gén.*, **83**, 47-53.
- HOVASSE R. (1947 a) — Constituants cytoplasmiques et mitose chez *Polytomella coeca* (Pringsheim). *Bull. Soc. Zool. Fr.*, **72** (2), 83-87.
- HOVASSE R. (1947 b) — Le « réseau de Volkonsky » des *Polytoma* n'est pas un leucoplaste mais représente une partie du chondriome cellulaire. *C. R. Soc. Biol.*, **141**, 116.
- HOVASSE R. (1948) — Le discobolocyste, organite lanceur de projectile chez la Chrysomonadine *Cyclonexis annularis*. *C. R. Acad. Sc.*, **226**, 1038-1039.
- HOVASSE R. (1949) — Contribution à l'étude des Chrysomonadines. *Le Botaniste*, **34**, 243-271.
- HOVASSE R. (1952) — Un problème de taxinomie chez les Protistes: la classification respective des formes vertes et des formes incolores. *Bull. Soc. Zool. Fr.*, **77** (5-6), 323-326.
- HOVASSE R. (1955) — *Arnoldia antiqua* gen. nov. sp. nov. Foraminifère probable du Précambrien de la Côte d'Ivoire. *C. R. Acad. Sc.*, **241**, 2582-2584.
- HOVASSE R. (1956) — La vacuole animale. *Protoplasmatologia*, **3**, D3a.
- HOVASSE R. et COUTURE R. (1961) — Nouvelle découverte dans l'Antécambrien de la Côte d'Ivoire de *Birrimarnoldia antiqua* (*Arnoldia antiqua* Hovasse). *C. R. Acad. Sc.*, **252**, 1052-1056.
- HOVASSE R. et JOYON L. (1957) — Les kystes siliceux de la Chrysomonadine *Hydrurus foetidus*. *C. R. Acad. Sc.*, **244**, 1675-1678.
- HOVASSE R. et JOYON L. (1957 b) — Sur l'ultrastructure de la Chrysomonadine *Hydrurus foetidus*. *C. R. Acad. Sc.*, **245**, 110-113.
- HOVASSE R. et JOYON L. (1960) — Contribution à l'étude de la Chrysomonadine *Hydrurus foetidus*. *Rev. Algol. Nouv. série*, **5** (1), 66-83.

- HUBER-PESTALOZZI G. — Das Phytoplankton des Süßwassers in *Die Binnengewässer*, 16.
 1941 : Chrysophyceen, Farblose Flagellaten, Heterokonta.
 1950 : Cryptophyceen, Chloromonadinen, Peridineen.
 1955 : Euglenophyceen.
 1961 : Chlorophyceen.
 E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung Stuttgart.
- JANET C. (1923) — *Le Volvox*, 3^e mémoire, Masson, Paris.
- JANAKIDEVI K.A. (1962) — A new species of *Proteromonas* from the Spiny-tailed Lizard. *Arch. Protist.*, **1** 5 (4), 450-454.
- JAO C.C. (1949) — Notes on some Chinese Heterocontae and Chrysophyceae. *Bot. Bull. Acad. Sinica*, **2**, 67-68.
- JEZEQUEL A.M. (1962) — Microscopie électronique du foie normal. *Path. Biol.*, **10** (5-6), 501-525.
- JOYON L. (1960) — Sur l'adhérence du flagelle récurrent et sur l'axostyle de *Trichomonas lacertae* (Zoo-flagellé Trichomonadidae). *C. R. Acad. Sc.*, **251**, 3068-3069.
- JOYON L. (1961) — L'appareil de Golgi chez *Proteromonas lacertae-viridis*. *C. R. Acad. Sc.*, **252**, 171-173.
- JOYON L. (1962 a) — Ultrastructure de la membrane cellulaire de l'intestin d'*Ascaris* du Cheval (*Parascaris equorum* Götze). *C. R. Soc. Biol.*, **66**, 651-654.
- JOYON L. (1962 b) — Sur la présence d'un leucoplaste chez les *Polytoma*. *Ibid.*, **66**, 1300-1302.
- JOYON L. (1963) — Sur la présence d'un leucoplaste chez la Cryptomonadine décolorée *Chilomonas paramecium*. *C. R. Acad. Sc.*, **256** (16), 3502-3503.
- JOYON L. et CHARRET R. (1962) — Sur l'ultrastructure du Thécamoebien *Hyalosphenia papilio*. *C. R. Acad. Sc.*, **255**, 2661-2663.
- KARNOVSKY M.L. (1961) — Simple methods for staining with lead at high pH in electron microscopy. *J. Biophys. Biochem. Cytol.*, **11** (3), 729-732.
- KARRER H.E. (1960 a) — Electron microscope observations on developing chick embryo liver (The Golgi complex and its possible role in the formation of glycogen). *J. Ultrastr. Res.*, **4**, 149-165.
- KARRER H.E. (1960 b) — Electron microscopic study of glycogen in chick embryo liver. *Ibid.*, **5**, 191-212.
- KARRER H.E. (1961) — Electron microscopic observations on chick embryo liver. *Ibid.*, **6**, 116-141.
- KAYE G. (1962) — Studies on the cornea. III. The fine structure of the frog cornea and the uptake and transport of colloidal particles by the cornea *in vitro*. *J. Cell. Biol.*, **15** (2), 241-258.
- KAYE G.I., PAPPAS G.D., YASUZUMI G. et YAMAMOTO H. (1961) — The distribution and form of the endoplasmic reticulum during spermatogenesis in the Crayfish *Cambaroides japonicus*. *Z. Zell.*, **53**, 159-171.
- KLEBS G. (1893) — Flagellatenstudien I et II. *Z. Wissen. Zool.*, **55**, 352-445.
- KLEBS G. (1896) — *Die Bedingungen der Fortpflanzung bei einigen Algen und Pilzen*, Iéna.
- KORSHIKOV A.A. (1929) — Studies on the Chrysomonads I. *Arch. Protist.*, **67**, 253-290.
- KLEIN B.M. (1930) — Über das Silberliniensystem einiger Flagellaten. *Arch. Protist.*, **72**, 404-419.
- KRIEGER W. (1930) — Untersuchungen über Plankton-Chrysomonaden. Die Gattung *Mallomonas* und *Dinobryon* in monographischer Bearbeitung. *Bot. Arch.*, **29**, 257-329.
- KRUGER F. (1934) — Bemerkungen über Flagellatentrichocysten. *Arch. Protist.*, **83**, 321.
- KUDO R. (1954) — *Protozoology*, 4^e édition, C. Thomas publisher Springfield, Illinois U.S.A.
- KUHN A. et SCRUCKMANN W. (1914) — Über der Morphologie von Prowazekia. *Ber. Naturgesell.*, **20**, 35-46.
- KUNSTLER J. (1882) — Contribution à l'étude des Flagellés. *Bull. Soc. Zool. Fr.*, **7**, 112.
- LAGERHEIM G. (1888) — Zur Entwicklungsgeschichte des *Hydrurus*. *B. Deutsch. Bot. Gesell.*, **6**, 73-85.
- LAMMEERE A. (1901) — De l'origine des éponges. *Ann. Soc. Roy. Malac. Belg.*, **36**, 7-8.
- LAMMEERE A. (1932) — *Précis de Zoologie*, Douin, Paris.
- LANCE A. (1958) — Infrastructure des cellules du méristème apical et de jeunes ébauches foliaires de *Chrysanthemum segetum* (Composés). *Ann. Sc. Nat. Bot. et Biol. Vég.*, 11^e série, **19**, 165-202.
- LANSING A. et LAMY F. (1961) — Fine structure of the Cilia of Rotifer. *J. Biophys. Biochem. Cytol.*, **9**, 799-812.
- LAVETTE A. (1960) — Les polysaccharides chez les Flagellés symbiotiques des Termites. *C. R. Acad. Sc.*, **250** (25), 4202-4204.
- LEFORT M. (1957) — Structure inframicroscopique des chloroplastes de deux types de mutants chlorophylliens : *Xantho* et *Viridis*. *C. R. Acad. Sc.*, **245** (6), 718-720.
- LEFORT M. (1960 a) — Structure inframicroscopique du chromatophore de quelques Cyanophycées. *C. R. Acad. Sc.*, **250** (8), 1525-1527.
- LEFORT M. (1960 b) — Nouvelles recherches sur l'infrastructure du chromatoplasme des Cyanophycées. *C. R. Acad. Sc.*, **251** (25), 3046-3048.
- LEFORT M. (1962 a) — Etude de l'infrastructure plastidiale d'un mutant chlorophyllien du *Chlorella vulgaris*. *C. R. Acad. Sc.*, **254** (13), 2414-2416.
- LEFORT M. (1962 b) — Contribution à l'étude inframicroscopique du *Tribonema aequale* (Pascher). *C. R. Acad. Sc.*, **254** (16), 3022-3024.
- LEFORT M. (1962 c) — Etude des relations entre l'infrastructure plastidiale d'un mutant de *Chlorella vulgaris* et la lumière. Discussion sur les liaisons pigments-structures lamellaires. *Bull. Soc. Fr. Physiol. Végét.*, **8** (1), 15-18.
- LEHMANN F., MANNI E. et BAIRATI A. (1956) — Der Feinbau von Plasmalemma und Kontraktile Vakuole bei *Amoeba proteus* in Schnitt und Fragmentpräparaten. *Rev. Suisse de Zool.*, **63**, 246-255.
- LEHNINGER A.L. (1960) — The enzymic and morphologic organization of the mitochondria. *Pediatrics*, **26** (3), 466-475.

- LEVINE N.D. (1961) — *Protozoan parasites of domestic animals and of man*. Burgess publishing company Minneapolis.
- LEYON H. (1954 a) — The structure of chloroplasts. III. A study of pyrenoids. *Exp. Cell Res.*, **6** (2), 497-505.
- LEYON H. (1954 b) — The structure of chloroplasts. IV. The development and the structure of the *Aspidistra* chloroplast. *Ibid.*, **7** (1), 265-273.
- LEYON H. (1954 c) — The structure of chloroplast. VI. The origin of the chloroplast lamellae. *Ibid.*, **7** (2), 609-611.
- LISON L. (1960) — *Histochimie et Cytochimie animales*. Gauthier-Villars, Paris.
- LUDVICK J., STOKLOSOVA S. et WEGLARSKA B. (1961) — Elektronmikroskopická a cytochemická studie *Trichomonas vaginalis*. *Ceskos. Parast.*, **8**, 257-267.
- LUFT J.H. (1956) — Permanganate a new fixative for electron microscopy. *J. Biophys. Biochem. Cytol.*, **2**, 799-801.
- LUFT J.H. (1961) — Improvements in epoxy resin embedding methods. *Ibid.*, **9**, 409-414.
- LWOFF A. et Mme M. (1930) — Détermination expérimentale de la synthèse massive de pigment caroténoïde par le Flagellé *Haematococcus pluvialis*. *C. R. Soc. Biol.* **105** (31), 454-456.
- LWOFF A. et HUTNER S.H. (1951) — *Biochemistry and physiology of Protozoa*. Academic Press, New York-London.
- MACK B. (1961) — Morphologische und entwicklungsgeschichtliche Untersuchungen an Chrysophyceen. *Oest. Bot. Zeits.*, **98** (3), 249-279.
- MACK B. (1952) — Über einige epiphytische Chrysophyceen. *Ibid.*, **99**, 396-401.
- MACK B. (1953 a) — I — III. Untersuchungen an Chrysophyceen. *Ibid.*, **100** (1-2), 147-152.
- MACK B. (1953 b) — IV. *Ibid.*, **100** (4-5).
- MACK B. (1954) — V — VII. *Ibid.*, **101** (1-2), 64-73.
- MACKINNON D.L. et HAWES R.S.J. (1961) — *An introduction to the study of Protozoa*, Clarendon Press, Oxford.
- MADISON K.M. (1959) — Fossil Protozoans from the Keewatin sediments. III. *Acad. Sc. Trans.*, **55**, 287-290.
- MAGNE F. (1952) — Sur la cytologie d'une Chrysophycée marine vivant en aquarium, *Ochrosphaera neapolitana*. *Rev. Gener. Bot.*, **59**, 231-240.
- MAGNE F. (1954) — Les Chrysophycées marines de la Station Biologique de Roscoff. *Ibid.*, **61**, 389-415.
- MANTON I. (1955) — Observations with the electron microscope on *Synura caroliniana* Whitford. *Proc. Leeds Philos. Soc.*, **6** (5), 306-316.
- MANTON I. (1956) — Observations with the electron microscope on the internal structure of the spermatozoid of *Fucus*. *J. Exp. Bot.*, **7** (21), 416-432.
- MANTON I. (1957) — Observations with the electron microscope on the internal structure of the zoospore of a brown Algae. *Ibid.*, **8** (23), 294-303.
- MANTON I. (1959 a) — Observations on the internal structure of the spermatozoid on *Dictyota*. *Ibid.*, **10** (20), 448-461.
- MANTON I. (1959 b) — Electron microscopical observations on a very small Flagellate: the problem of *Chromulina pusilla*. *J. Mar. Biol. Ass.*, **38**, 319-333.
- MANTON I. (1960) — On a reticular derivate from Golgi bodies in the meristem of *Anthoceros*. *J. Biophys. Biochem. Cytol.*, **8** (1), 221-230.
- MANTON I. (1961) — Some problems of mitochondrial growth. *J. Exp. Bot.*, **12** (36), 421-429.
- MANTON I. et LEEDALE G.F. (1961 a) — Further observations on the fine structure of *Chrysochromulina minor* et *C. kappa* with special reference to the pyrenoïde. *J. Mar. Biol. Ass.*, **41** (2), 519-526.
- MANTON I. et LEEDALE G.F. (1961 b) — Observations on the fine structure of *Paraphysomonas vestita* with special reference to the Golgi apparatus and the origin of scales. *Phycologia*, **1** (1), 37-57.
- MANTON I. et LEEDALE G.F. (1961 c) — Further observations on the fine structure of *Chrysochromulina ericina*. *J. Mar. Biol. Ass.*, **41** (1), 145-155.
- MANTON I., OATES K. et PARKE M. (1963) — Observations on the fine structure of the *Pyramimonas* stage of *Halosphaera* and preliminary observations on three species of *Pyramimonas*. *J. Mar. Biol. Ass.*, **43**, 225-238.
- MANTON I. et PARKE M. (1960) — Further observations on small green Flagellates with special reference to possible relatives of *Chromulina pusilla*. *J. Mar. Biol. Ass.*, **39**, 275-298.
- MANTON I. et PARKE M. (1962) — Preliminary observations on scales and their mode of origin in *Chrysochromulina polylepsis* sp. nov. *Ibid.*, **42**, 565-578.
- MARINOS N.G. (1960) — The nuclear envelope of plant cells. *J. Ultras. Res.*, **3** (3), 328-333.
- MAST S.O. et DOYLE W.L. (1935) — A new type of cytoplasmic structure in the Flagellates *Chilomonas paramecium*. *Arch. Protist.*, **85**, 145-149.
- MEEK C.A. et MOSES M.L. (1961) — Microtubulation of the inner membrane of the nuclear envelope. *J. Biophys. Biochem. Cytol.*, **10**, 121-131.
- MERCER E.H. (1959) — An electron microscope study of *Amoeba proteus*. *Proc. Royal Soc. B.*, **150**, 216-232.
- MERRIAM R.W. (1961) — On the fine structure and composition of the nuclear envelope. *J. Biophys. Biochem. Cytol.*, **11** (3), 559-570.
- MERRIAM R.W. (1962) — Some dynamic aspects of the nuclear envelope. *J. Cell Biol.*, **12** (1), 559-570.
- MIGNOT J.P. (1961) — Contribution à l'étude cytologique de *Scytomonas pusilla* Stein, Flagellé Euglénien. *Bull. Biol.*, **4**, 665-678.
- MILLER J.H., SWARTZWELDER J.C. et DEAS J.E. (1961) — An electron microscopic study of *Entamoeba histolytica*. *J. Parasit.*, **47** (4), 577-587.
- MILLONIG G. (1961) — A modified procedure for lead staining of thin sections. *J. Biophys. Biochem. Cytol.*, **11** (3), 736-739.

- MIRSKY A. et OSAWA S. (1961) — The interphase nucleus in *the Cell*, t. 2, *Brachet et Mirsky*, Academic Press New-York-London.
- MOLLENHAUER H.H. et WHALEY W.G. (1962) — A secretory function of the Golgi apparatus in certain plant cells. *Fifth Int. Cong. Elect. Microsc. Philadelphia*, t. 2, YY3, Academic Press New York-London.
- MOLLENHAUER H.H., WHALEY W.G. et LEECH J.H. — A function of the Golgi apparatus in outer rootcap cells. *J. Ultras. Res.*, 5, 193-200.
- MONER J.G. et CHAPMAN G.B. (1960) — The development of adult cells form in *Pediastrum biradiatum* Meyen as revealed by the electron microscope. *J. Ultras. Res.*, 4 (1), 15-25.
- MORIBER L.C., HERSHENOV B., AARONSON S. et BENSKY B. (1963) — Teratological chloroplast structures in *Euglena gracilis* permanently bleached by exogenous physical and chemical agents. *J. Protoz.*, 10 (1), 80-86.
- MUHLETHALER K. Von (1960) — Die Struktur der Grana und Stroma-Lamellen in Chloroplasten. *Zeits. Wissen. Mikros.*, 64 (8), 444-452.
- MUHLETHALER K. Von (1961 a) — Plant cells walls, in *The Cell, Brachet et Mirsky*, vol. 2, Academic Press, New-York-London.
- MUHLETHALER K. Von (1961 b) — Submikroskopische Morphologie. *Fort. Bot.*, 23, 29-36.
- NAGANO T. (1962) — Observations on the fine structure of developing spermatid in the domestic chicken. *J. Cell Biol.*, 14 (2 part.), 193-205.
- NANNEY D. et RUDZINSKA M. (1960) — Protozoa in *the Cell Brachet et Mirsky*, IV, Academic Press New York-London.
- NATH V. et DUTTA G.P. (1962) — Cytochemistry of Protozoa with particular reference to the Golgi apparatus and the mitochondria. *Int. Rev. Cytol.*, 13, 323-335.
- NEWTON B.A. (1958) — Fine structure of the kinetoplast in a Trypanosomid Flagellate. 4^e Cong. Int. Microsc. Electr. Berlin, t. 2, 515, Springer-Verlag, Berlin, 1960.
- NIKLOWITZ W. et DREWS G. (1957) — Beiträge zur Cytologie der Blaualgen. *Arch. Mikrobiol.*, 27 (2), 150-165.
- NOIROT-TIMOTHÉE C. (1958 a) — L'ultrastructure du blépharoplaste des Infusoires Ciliés. *C. R. Acad. Sc.*, 246, 2293-2295.
- NOIROT-TIMOTHÉE C. (1958 b) — L'ultrastructure de la limire ecto-endoplasme et des fibres formant le caryophore chez les Ciliés du genre *Isotricha*. *C. R. Acad. Sc.*, 247 (7), 692-695.
- NOIROT-TIMOTHÉE C. (1958 c) — Quelques particularités de l'ultrastructure d'*Opalina ranarum*. *C. R. Acad. Sc.*, 247 (25), 2445-2447.
- NOIROT-TIMOTHÉE C. (1959) — Recherches sur l'ultrastructure d'*Opalina ranarum*. *Ann. Sc. Nat. Zool.*, 12^e série (1), 265-280.
- NOIROT-TIMOTHÉE C. (1960) — Etude d'une famille de Ciliés : les Ophryoscolecidae. Structures et ultrastructures. *Ann. Sc. Nat. Zool.*, 12^e série, 11 (38), 527-718.
- NOVIKOFF A. (1961) — Mitochondria, in *The Cell II, Brachet et Mirsky*, Academic Press, New-York-London.
- OLSSON R. (1962) — The relationship between ciliary rootlets and other cell structures. *J. Cell Biol.*, 15 (3), 596-599.
- PALADE G.E. (1956 a) — Intracisterna granules in the exocrine cells of Pancreas. *J. Biophys. Biochem. Cytol.*, 3 (4 part. 1), 417-421.
- PALADE G.E. (1956 b) — The endoplasmic reticulum. *Ibid.*, 2 (4 suppl.), 85-97.
- PALAY S.L. (1958) — Morphology of secretion, in *Frontiers in Cytology*, Yale Press University, New-Haven.
- PAPPAS G.D. (1956) — The fine structure of the nuclear envelope of *Amoeba proteus*. *J. Biophys. Biochem. Cytol.*, 2 (4 suppl.), 431-434.
- PAPPAS G.D. et BRANDT P.W. (1959) — Mitochondria. Fine structure of the complex patterns in the mitochondria of *Pelomyxa carolinensis*. *J. Biophys. Biochem. Cytol.*, 6 (1), 85-90.
- PAPPAS G.D. et TEMYSON V.M. (1962) — An electron microscope study of passage of colloidal particles from blood vessels of the ciliary processus and choroid plexus of the rabbit. *J. Cell Biol.*, 15 (2), 227-239.
- PARKE M. (1961) — Electron microscope observations on scale-bearing Chrysophyceae. *Recent Advances in Botany*, 226, section 3.
- PARKE M. et ADAMS I. (1960) — The motile (*Crystallolithus hyalinus* Gaarder et Markali) and non motile phases in the life history of *Coccolithus pelagicus* (Wallich) Schiller. *J. Mar. Biol. Ass.*, 39, 263-274.
- PARKE M., LUND J.W.G., MANTON I. (1962) — Observations on the biology and fine structure of the type species of Chrysochromulina (*C. parva* Lackey) in the English lake district. *Arch. Mikrobiol.*, 42, 333-352.
- PARKE I., MANTON I. et CLARKE B. (1955) — Studies on marine Flagellates. II. Three new species of *Chrysochromulina*. *J. Mar. Biol. Ass.*, 34, 579-609.
- PARKE I., MANTON I. et CLARKE B. (1958) — Morphology and microanatomy of a new species of *Chrysochromulina*. *Ibid.*, 37, 209-228.
- PARKE I., MANTON I. et CLARKE B. (1959) — V : Morphology and microanatomy of *Chrysochromulina strobilus* nov. sp. *Ibid.*, 38, 169-188.
- PARKE I., MANTON I. et CLARKE B. (1962) — VI : *Chrysochromulina Pringsheimii* nov. sp. *Ibid.*, 42, 391-404.
- PASCHER A. (1925) — Die braune Algenreihe der Chrysophyceen. *Arch. Protist.*, 52, 489-564.
- PASCHER A. (1940) — Rhizopodiale Chrysophyceen. *Ibid.*, 93, 331-349.
- PASCHER A. (1943) — Zur Kenntnis verschiedener Ausbildungen der planktonischen *Dinobryon*. *Int. Rev. Ges. Hydrobiol. Hydr.*, 43, 110-123.
- PASCHER A. et LEMMERMAN E. (1914) — Flagellates I, in *Süßwasserflora H 1*, Iéna.
- PEARSE A.G.E. (1960) — *Histochemistry*, J.A. Churchill, London.

- PEASE D.C. (1956) — Infolded basal plasma membranes found in epithelia noted for their water transport. *J. Biophys. Biochem. Cytol.*, **2** (4 suppl.), 203-208.
- PENARD E. (1936) — Le problème de la *Cryptomonas*. *Bull. Soc. Fr. Microsc.*, **5**, 154-163.
- PELLETIER J. et JOYON L. — Quelques observations physico-chimiques sur la haute vallée de la Couze Pavin. *Int. Rev. Ges. Hydrobiol.*, sous presse.
- PETERSEN B. et HANSEN J. (1954) — Electron microscope observations on *Codonosiga botrytis*. *Bot. Tidssk.*, **51**, 281-291.
- PETERSEN B. et HANSEN J. (1956) — On the scales of some *Synura* species. *Biol. Meddel. Kon. Danske Viden. Sel.*, **23** (2).
- PITELKA D.R. (1956) — An electron microscope study of cortical structures of *Opalina obtrigonoida*. *J. Biophys. Biochem. Cytol.*, **2** (4), 423-432.
- PITELKA D.R. (1961 a) — Observations on the kinetoplast-mitochondrion and the cytostome of *Bodo*. *Exp. Cell Res.*, **25**, 87-93.
- PITELKA D.R. (1961 b) — Fine structure of silverline and fibrillar systems of three Tetrahymenid Ciliates. *J. Protoz.*, **8** (1), 75-89.
- PITELKA D.R. (1962) — Observations on normal and abnormal Cilia in *Paramecium*. *Fifth Int. Cong. Electr. Microsc. Philadelphia*, t. 2, M6, Academic Press New York-London.
- PITELKA D.R. (1963) — Electron microscope structure of Protozoa, in *International series of monographs on pure and applied Biology*, Pergamon Press, Oxford-London, New-York-Paris.
- PITELKA D.R. et SCHOOLEY C.N. (1957) — The pellicular fine structure of *Euglena gracilis*. *J. Protoz.*, **4**, suppl., 10.
- PITELKA D.R. et SCHOOLEY C.N. (1958) — The fine structure of the flagellar apparatus in *Trichonympha*. *J. Morphol.*, **102** (2), 199-246.
- POCHON-MASSON J. (1963) — Origine et formation de la vésicule du spermatozoïde d'*Eupagurus bernhardus* (Décapode anomoure). *C. R. Acad. Sc.*, **256** (10), 2226-2228.
- POLICARD A. et BAUD C.A. (1958) — *Les structures inframicroscopiques normales et pathologiques des cellules et des tissus*. Masson, Paris.
- POLICARD A. et COLLET A. (1958) — Sur certains rapports infra microscopiques entre mitochondries et éléments du reticulum endoplasmique. *Bull. Microsc. Appl.*, 2^e série, **8** (3), 71-73.
- POLICARD A. et COLLET A. (1960) — Etude au microscope électronique des dépôts de silice expérimentalement produits dans le rein. *Ibid.*, **10** (5), 72-75.
- POLICARD A., COLLET A., MARTIN J.C. et RENET C. (1963) — Sur les corps multivésiculaires observés dans le cytoplasme cellulaire. *C. R. Acad. Sc.*, **256** (13), 2731-2734.
- POLLISTER A. et P.F. (1957) — The structure of the Golgi apparatus. *Int. Rev. Cytol.*, **6**, 85-106.
- PONDER E. (1961) — The Cell membrane and its properties, in *Brachet et Mirsky* (The Cell II), Academic Press New York-London.
- PORTER K.R. (1961) — The ground substance; observations from the electron microscopy, in *The Cell III*, *Brachet et Mirsky*, Academic Press, New York-London.
- PORTER K.R. et ACHARD R.D. (1960) — The endoplasmic reticulum and the formation of plant cells wall. *Proc. Europ. Conf. Electr. Microsc. Delft*, t. 2, 754-758.
- POUX N. (1961) — Observations sur les rapports des vacuoles avec les structures réticulaires du cytoplasme. *C. R. Acad. Sc.*, **253** (21), 2395-2397.
- POUX N. (1962 a) — Nouvelles observations sur la nature et l'origine de la membrane vacuolaire des cellules végétales. *J. Microsc.*, **1** (1), 55-66.
- POUX N. (1962 b) — Sur l'origine et l'évolution de l'appareil vacuolaire dans les organes aériens des Graminées. *Fifth Int. Cong. Electr. Microsc. Philadelphia*, t. 2, W2, Academic Press, New York-London.
- PROVASOLI L., HUTNER S.H. et PINTNER I. (1951) — Destruction of chloroplasts by streptomycin. *Cold. Spring Harbor Symp. Quant. Biol.*, 113-120.
- PRINGSHEIM E.G. et O. (1952) — Experimental elimination of Chromatophores and eye spot in *Euglena gracilis*. *New Phytologist*, **51**, 65-76.
- PRINGSHEIM E.G. et HOVASSE R. (1948) — Loss of chromatophores in *Euglena gracilis*. *Ibid.*, **47**, 52-87.
- PRINGSHEIM E.G. et HOVASSE R. (1950) — Les relations de parenté entre les Astasiacées et les Euglenacées. *Arch. Zool. Exp.*, **86**, 503-549.
- PUYTORAC P. de (1958) — Origine infraciliaire des fibres squelettiques de certains Infusoires astomes et présence d'un ergastoplasme chez ces Ciliés. *C. R. Acad. Sc.*, **246**, 3186-3188.
- PUYTORAC P. de (1959 a) — Structures et ultrastructures nucléolaires et périnucléolaires du macronoyau intermitotique des Ciliés Haptophryidae. *C. R. Acad. Sc.*, **249**, 1709-1711.
- PUYTORAC P. de (1959 b) — Le cytosquelette et les systèmes fibrillaires du Cilié *Metaradiophrya gigas* de Puytorac, d'après étude au microscope électronique. *Arch. Anat. Microsc. Morphol. Exp.*, **48**, 49-62.
- PUYTORAC P. de (1959 c) — Nouvelles observations sur l'argyrome des Ciliés astomes par l'emploi du microscope électronique. *C. R. Ass. Anatomistes*, 46^e réunion.
- PUYTIRAC P. de (1960) — Observations en microscopie électronique de l'appareil vacuolaire pulsatile chez quelques Ciliés astomes. *Arch. Anat. Microsc. Morphol. Exp.*, **49** (2), 241-256.
- PUYTORAC P. de — Complément à l'étude des Ciliés du genre *Metaradiophrya*. *Ibid.*, **50** (1), 35-58.
- PUYTORAC P. de (1961 b) — Observations sur l'ultrastructure d'*Anoplophrya commune* de Puytorac, Cilié parasite du vers *Eophyla savignyi*. *C. R. Soc. Biol.*, **155** (4), 785-786.
- PUYTORAC P. de (1962) — Observations sur l'ultrastructure de la microsporidie *Mrazekia lumbriculi* Jirovec. *J. Microsc.*, **1** (1), 39-46.
- PYNE C.K. (1958) — Electron microscopic investigations on the Leptomonad form of *Leishmania donovani*. *Exp. Cell Res.*, **14**, 388-397.

- PYNE C.K. (1959) — L'ultrastructure de *Cryptobia heliciis* (Flagellé Fam. Bodonidae). *C. R. Acad. Sc.*, **248**, 1410-1413.
- PYNE C.K. (1960 a) — L'ultrastructure de l'appareil basal des flagelles chez *Cryptobia heliciis* (Flagellé Bodonidae). *C. R. Acad. Sc.*, **250**, 1912-1914.
- PYNE C.K. (1960 b) — Etudes sur la structure inframicroscopique du cinétoplaste chez *Leishmania tropica*. *C. R. Acad. Sc.*, **251**, 2776-2778.
- QUILLET M. (1955) — Sur la nature chimique de la leucosine, polysaccharide de réserve caractéristique des Chrysophycées, extraite d'*Hydrurus foetidus*. *C. R. Acad. Sc.*, **240** (9), 1001-1003.
- RANDALL J.T. et HOPKINS J.M. (1962 a) — The genesis of basal bodies with special reference to *Stentor*. *Fifth Int. Cong. Electr. Microsc. Philadelphia*, t. 2, UU11, Academic Press New York-London.
- RANDALL J.T. et HOPKINS J.M. (1962 b) — On the stalks of certain peritrichs. *Philosoph. Trans. Royal Soc. B.*, **245** (719), 59-79.
- RASMONT R. (1959) — L'ultrastructure des Choanocytes d'Eponges. *Ann. Sc. Nat. Zool.*, 12^e série, **1**, 253-263.
- RASMONT R., BOUILLON J., CASTIAUX P. et VANDERMEERSCH G. (1957) — Structure submicroscopique des Choanocytes d'Eponges. *C. R. Acad. Sc.*, **245**, 1571-1574.
- REYNOLDS B.D. (1933) — Studies on monad Flagellates. I. Historical and taxonomic review of the genus *Monas*. II. Observations on *Monas vestita*. *Arch. Protist.*, **81**, 399-411.
- RHODIN J. (1958) — Electron microscopy of the kidney. *Amer. J. Med.*, **24** (5), 661-675.
- RIS H. et PLAUT W. (1962) — Ultrastructure of DNA containing areas in the chloroplast of *Chlamydomonas*. *J. Cell Biol.*, **13** (3), 383-391.
- RIS H. et SINGH R.N. (1961) — Electron microscope studies of Blue Green Algae. *J. Biophys. Biochem. Cytol.*, **9** (1), 63-80.
- ROSE M., JORE D., ARCES P., MAZZELLA O. (1960) — Recherches histochimiques sur le trophozoïte adulte de *Joenia annectens*, Flagellé Joeniide symbiote du termite *Calothermes flavicollis*. *Ann. Ecole Nation. Agricult. Alger*, **2** (1), 1-39.
- ROSS M.H. (1962) — Annulate lamellae in the adrenal cortex of the fetal Rat. *J. Ultrastr. Res.*, **7**, 373-382.
- ROSTAFINSKI J. (1882) — L'*Hydrurus* et ses affinités. *Ann. Sc. Nat. Bot.*, 6^e série, **14**, 5-25.
- ROTH L.E. (1956) — Aspects of the ciliary fine structure in *Euplota patella*. *J. Biophys. Biochem. Cytol.*, **2** (4 suppl.), 235-240.
- ROTH L.E. (1958) — A filamentous component of Protozoan fibrillar system. *J. Ultrastr. Res.*, **1** (3), 223-234.
- ROTH L.E. (1959) — An electron microscope study of the cytology of the protozoan *Peranema trichophorum*. *J. Protoz.*, **6** (2), 107-116.
- ROTH L.E. (1960) — Electron microscopy of Pinocytosis and food vacuoles in *Pelomyxa*. *Ibid.*, **7** (2), 176-185.
- ROTH L.E., OBETZ P.D. et DANIELS E.W. (1960) — Electron microscope studies of mitosis in *Amoebae*. *J. Biophys. Biochem. Cytol.*, **8** (1), 207-220.
- ROUILLER C. et FAURE-FRÉMIET E. (1957) — Ultrastructure réticulée d'une fibre squelettique chez un Cilié. *J. Ultrastr. Res.*, **1** (1), 1-13.
- ROUILLER C. et FAURE-FRÉMIET E. (1958 a) — Ultrastructure des cinétosomes à l'état ciliifère chez un Cilié Péritriche. *Ibid.*, **1** (4), 289-294.
- ROUILLER C. et FAURE-FRÉMIET E. (1958 b) — Structure fine d'un Flagellé Chrysomonadien : *Chromulina psammobia*. *Exp. Cell Res.*, **14**, 47-67.
- ROUILLER C., FAURE-FRÉMIET E. et GAUCHERY M. (1956 a) — Origine ciliaire des fibrilles scléroprotéiques pédonculaires chez les Ciliés Péritriches. *Exp. Cell Res.*, **11**, 527-541.
- ROUILLER C., FAURE-FRÉMIET E. et GAUCHERY M. (1956 b) — Les tentacules d'*Ephelota* ; étude au microscope électronique. *J. Protoz.*, **3**, 194-200.
- ROUILLER C., FAURE-FRÉMIET E. et GAUCHERY M. (1956 c) — The pharyngeal protein fibres of Ciliates. *Proc. Stockholm Conf. Electr. Microsc.*, 216-218.
- RUDZINSKA M. (1958) — An electron microscope study of the contractile vacuole in *Tokophrya infusioformis*. *J. Biophys. Biochem. Cytol.*, **4** (2), 195-202.
- RUDZINSKA M. (1962) — The fine structure of the feeding apparatus in *Tokophrya infusioformis*. *Fifth Int. Conf. Electr. Microsc. Philadelphia*, t. 2, UU12.
- SAEDELEER H. de. — *Notes de Protistologie*.
- 1927 — I. Craspédomonadines : matériel systématique. *Ann. Soc. Roy. Zool. Belg.*, **58**, 117-147.
- 1928-1929 — II. Craspédomonadines : morphologie et physiologie. *Rec. Inst. Torley-Rousseau*, **7**, 241-286.
- 1929 — Remarques relatives au précédent travail de W.N. Ellis : « recent research on the choanoflagellate ». *Ann. Soc. Roy. Zool. Belg.*, **60**, 49-88.
- 1929 — Recherches sur les Choanocytes ; l'origine des Spongiaires. *Ann. Soc. Roy. Zool. Belg.*, **60**, 16-21.
- 1930 — L'appareil parabasal des Craspédomonadines et des choanocytes des Eponges. *C. R. Soc. Biol.*, **103**, 160-161.
- SAGER R. et PALADE G.E. (1954) — Chloroplast structure in green and yellow strains of *Chlamydomonas*. *Exp. Cell Res.*, **7** (2), 584-588.
- SAGER R. et PALADE G.E. (1957) — Structure and development of the chloroplast in *Chlamydomonas*. *J. Biophys. Biochem. Cytol.*, **3** (3), 463-487.
- SCHNEIDER VON L. et WOLFHARTH-BOTTERMANN K.E. (1959) — Protistenstudien IX. Elektronenmikroskopische Untersuchungen an Amöben unter besonderer Berücksichtigung der Feinstruktur des Cytoplasma. *Protoplasma*, **51** (3), 377-389.

- SCHNEPF E. (1961) — Licht und elektronenmikroskopische Beobachtungen an Insektivoren-Drüsen über die Sekretion des Fangschleimes. *Flora*, **151**, 73-87.
- SCHULZ H. et MAC CLURE E. (1961) — Elektronenmikroskopische Untersuchung des *Trypanosoma Cruzi* mit besonderer Berücksichtigung der Periplasten und der Blepharoplasten. *Z. Zell.*, **55**, 389-412.
- SCHWARTZ E. (1932) — Beiträge zur Entwicklungsgeschichte der Protophyten. IX. Der Formwechsel von *Ochrosphaera neapolitana*. *Arch. Protist.*, **77**, 434-462.
- SEDAR A.W. et RUDZINSKA M.A. (1956) — Mitochondria of Protozoa. *J. Biophys. Biochem. Cytol.* (4 suppl.), 331-336.
- SENAUD J. et PUYTORAC P. de (1961) — Sur l'ultrastructure de l'enveloppe kystique chez la Sarcosporidie du mouton (*Sarcocystis tenella* Rail.). *Ann. Parasit.*, **36** (4), 589-594.
- SENAUD J. et PUYTORAC P. de (1962) — Observations complémentaires sur l'ultrastructure de la « spore » de *Sarcocystis tenella* Rail. (Sarcosporidie du mouton). *C. R. Soc. Biol.*, **156** (10), 1630-1633.
- SHELDON H. (1962) — Studies on cartilage. III. Occurrence of collagen within vacuoles of the Golgi apparatus. *J. Biophys. Biochem. Cytol.*, **12** (3), 599-615.
- SIGNOL M. (1961) — Action du rythme nyctéméral sur la formation du granum primaire au cours de la différenciation des chloroplastes de *Zea Mays* L. *C. R. Acad. Sc.*, **252** (26), 4177.
- SIGNOL M. (1962) — Modifications de la pigmentation et de la structure des chloroplastes de Maïs sous l'action de la dihydrostreptomycine et de l'acide 3 (amino ethyl) 5 méthyltétrinique. *Bull. Soc. Fr. Physiol. Veg.*, **8** (1), 21-25.
- SINTON J.A. (1912) — Some observations on the morphology and biology of *Proteosoma urinaria* (*Bodo urinarius* Hassall). *Ann. Trop. Med. Parasitol.*, **6**, 245-265.
- SITTE P. (1961) — Die submikroskopische Organisation der Pflanzenzelle. *Berl. Deutsch. Bot. Gesell.* **74** (6), 177-266.
- SJOSTRAND F. (1953) — The ultrastructure of the outer segments of rods and cones of the eye revealed by the electron microscope. *J. Cell Comp. Physiol.*, **15**, 44.
- SJOSTRAND F. (1959) — Fine structure of cytoplasm: the organization of membranous layers. *Rev. Mod. Phys.*, **31** (2), 301-318.
- SKUJA H. (1948) — Taxonomie des Phytoplanktons einiger Seen in Uppland, Schweden. *Symbolae botanicae Upsalienses*, **9** (3), Uppsala.
- SKUJA H. (1956) — Taxonomische und biologische Studien über das Phytoplankton schwedischer Binnengewässer. *Nova acta regiae societatis scientiarum upsaliensis*, série 4, **16** (3), Uppsala.
- SKUJA H. (1958) — *Mycochrysis* nov. gen. Vertreterin eines neuen Typus der Koloniebildung bei den gefärbten Chrysomonaden. *Svensk Bot. Tid.*, **52** (1), 23-36.
- SMITH G.M. (1944) — Comparative study of the species of *Volvox*. *Trans. Amer. Microsc. Soc.*, **63** (4), 265-310.
- STEFFEN K. et WALTER F. (1955) — Die submikroskopische Struktur der Chromoplasten. *Naturwissen.*, **42** (13), 395-396.
- STEFFEN K. et WALTER F. — Die Chromoplasten von *Solanum capsicastrum* und ihre Genese. *Planta*, **50** (6), 640-670.
- STEINERT M. (1958) — Action morphogénétique de l'urée sur le trypanosome. *Exp. Cell Res.*, **15**, 431-432.
- STEINERT M. (1958 b) — Etudes sur le déterminisme de la morphogénèse d'un Trypanosome. *Ibid.*, **15**, 560-569.
- STEINERT M. (1960) — Mitochondria associated with the kinetonucleus of *Trypanosoma mega*. *J. Biophys. Biochem. Cytol.*, **8** (2), 542-546.
- STEINERT G.G., FIRKET H. et STEINERT M. (1958) — Synthèse d'acide désoxyribonucléique dans le corps parabasal de *Trypanosoma mega*. *Exp. Cell Res.*, **15**, 632-635.
- STEINERT M. et NOVIKOFF A.B. (1960) — The existence of a cytostome and the occurrence of pinocytosis in the Trypanosome *Trypanosoma mega*. *J. Biophys. Biochem. Cytol.*, **8** (2), 563-568.
- STEINMANN E. (1952) — An electron microscope study of the lamellar structure of chloroplasts. *Exp. Cell Res.*, **3**, 367-372.
- STEINMANN E. et SJOSTRAND F.S. (1955) — The ultrastructure of chloroplasts. *Exp. Cell Res.*, **8**, 15-23.
- STUMP A.B. (1959) — Mitosis in the rhizopod *Lesquereusia spiralis* (Ehrenberg). *J. Protoz.*, **6** (2), 185-189.
- STRUGGER S. (1951) — Die Strukturordnung in Chloroplasten. *Ber. Deutsch. Bot. Gesell.*, **64**, 69-83.
- STRUGGER S. (1957) — Elektronenmikroskopische Beobachtungen über die Teilung der Proplastiden im Urmeristem der Wurzelspitze von *Allium cepa*. *Z. Natur.*, **12** b (3), 280-283.
- SUN C.N. (1962) — Submicroscopical structure and development of the chloroplast and pyrenoid in *Anthoceros laevis*. *Protoplasma*, **55** (1), 89-98.
- THÉRET C. et TAMBOISE E. (1963 a) — Rôle de l'appareil de Golgi et de certaines ultrastructures dans la formation des grains β du Pancréas endocrine après action d'Arylsulfonamides hypoglycémisants. *C. R. Acad. Sc.*, **256** (8), 1838-1840.
- THÉRET C. et TAMBOISE E. (1963 b) — Formations ciliaires observées au microscope électronique dans des cellules sécrétoires néoformées de l'Adéno-Hypophyse et du Pancréas endocrine. *C. R. Acad. Sc.*, **256** (9), 2025-2027.
- TSUBO I. et BRANDT P.W. (1962) — An electron microscopic study of the malpighian tubules of Grasshopper *Dissostera carolina*. *Ultr. Res.*, **6** (1), 28-35.
- TUZET O. (1945) — Sur les agrégats de choanocytes et la question de la *Proterospongia*. *Ann. Zool. Exp. Gén.*, **84**, 225-238.
- UEDA K. (1960) — Structure of plant cells with special reference to lower plants. IV. Structure of *Trachelomonas* sp. *Cytologia*, **25** (1), 8-16.
- VAZART J. (1956) — L'appareil cinétique chez les Protistes et dans le règne végétal. *Bull. Soc. Bot. Fr.*, **103** (3-4), 162-221.

- VILLARS M. (1789) — *Histoire des Plantes du Dauphiné*, t. 3, Paris.
- VIRIEUX J. (1910) — Sur les gaines et mucilages des Algues d'eau douce. *C. R. Acad. Sc.*, **151**, 334-335.
- VIVIER E. (1961) — Sur la structure du macronoyau de la Paramécie. *C. R. Soc. Biol.*, **155**, 619-623.
- VIVIER E. (1962) — Démonstration à l'aide de la microscopie électronique des échanges cytoplasmiques lors de la conjugaison chez *Paramecium caudatum* Ehr. *C. R. Soc. Biol.*, **156** (6), 1115-1116.
- VIVIER E. et ANDRÉ J. (1961 a) — Existence d'inclusions d'ultrastructure fibrillaire dans le macronucléus de certaines souches de *Paramecium caudatum* Ehr. *C. R. Acad. Sc.*, **252**, 1848-1850.
- VIVIER E. et ANDRÉ J. (1961 b) — Données ultrastructurales nouvelles sur la conjugaison de *Paramecium caudatum*. *J. Protoz.*, **8** (4), 416-426.
- VOLKONSKY M. (1930) — Les substances de réserves figurées de *Polytoma uvella*. Etude descriptive et expérimentale. *C. R. Soc. Biol.*, **105**, 604-627.
- WALLNER J. (1935) — Beitrag zur kenntnis der gattung *Hydrurus*. *Bot. Arch.*, **37**, 150-158.
- WANKO T., JACOBS L. et GAVIN M.A. (1962) — Electron microscope study of Toxoplasma cysts in Mouse brain. *J. Protoz.*, **9** (2), 235-242.
- WARD R. (1962) — The origin of protein and fatty yolk in *Rana pipiens*. II. Electron microscopical and cytochemical observations of young and mature oocysts. *J. Cell Biol.*, **14** (2 part. 1), 309-341.
- WATSON M. (1958) — Staining of tissu for electron microscopy with heavy metals. *J. Biophys. Biochem. Cytol.*, **4**, 475-478.
- WATSON M. (1959) — Further observations on the nuclear envelope of the animal cell. *Ibid.*, **6** (2), 147-156.
- WEIER T.E., STOCKING C.R., THOMSON W.W. et DREVER H. (1963) — The grana as structural units in chloroplasts of Mesophyll of *Nicotiana rustica* and *Phaseolus vulgaris*. *J. Ultrastr. Res.*, **8**, 122-143.
- WEIER T.E. et THOMSON W. (1962) — The grana of starch free chloroplasts of *Nicotiana rustica*. *J. Cell Biol.*, **13** (1), 89.
- WETTSTEIN D. Von (1959) — The effect of genetic factors on the submicroscopic structures of the chloroplasts. *J. Ultrastr. Res.*, **3** (2), 235-237.
- WETTSTEIN D. Von et KAHN A. (1960) — Macromolecular physiology of Plastids. *Proc. Europ. Conf. Electr. Microsc. Delft*, t. 2, 1051-1054.
- WHALEY W.G., HILTON P.D. et MOLLENHAUER H. (1960) — Some observations on the nuclear envelope. *J. Biophys. Biochem. Cytol.*, **8** (1), 233-244.
- WHALEY W.G., KEPHART J.E. et MOLLENHAUER H.H. (1959) — Developmental changes in the Golgi-Apparatus of maize root cells. *Amer. J. Bot.*, **46** (10), 743-751.
- WOHLFARTH-BOTTERMANN K.E. (1960) — Protistenstudien. X. Licht und elektronenmikroskopische Untersuchungen aus der Amöbe *Hyalodiscus simplex* n. sp. *Protoplasma*, **52**, 58-107.
- WOHLFARTH-BOTTERMANN K.E. (1961) — Cytologische Studien. VII. Strukturaspekte der Grundsubstanz des Cytoplasmas nach Einwirkung verschiedener Fixierungsmittel. *Ibid.*, **53** (2), 260-290.
- WOLKEN J.J. et PALADE G.E. (1953) — An electron microscope study of two Flagellates. Chloroplast structure and variation. *Ann. New York Acad. Sc.*, **56** (5), 873-888.
- WOLKEN J.J. (1961) — The photoreceptor structures. *Int. Rev. Cytol.*, **11**, 195-218.
- WOLKEN J.J. (1962) — The molecular organization of photoreceptor. *Fifth Int. Cong. Electr. Microsc. Philadelphia*, t. 2, 195-218, Academic Press, New-York-London.
- ZAHND P.P. et PORTE A. (1962) — Sur un aspect particulier du reticulum endoplasmique et ses rapports avec le chondriome dans les très jeunes ovocytes d'un Pécilidé : *Mollienisia sphenops*. *C. R. Acad. Sc.*, **255** (22), 3037-3038.
- ZEIGEL R.F. (1962) — On the occurrence of Cilia in several cell types of the chick pancreas. *J. Ultrastr. Res.*, **7**, 286-292.
- ZYLBERBERG L. (1963) — Remarques sur l'ultrastructure des flagelles typiques et atypiques de *Pieris brassicae*. *C. R. Acad. Sc.*, **256** (12), 2702-2703.

PLANCHES

PLANCHE I

HYDRURUS FOETIDUS

Coupe dans la région nucléaire aplastidiée. Le noyau central (N) est entouré d'une double membrane, pourvue de pores (flèches) dilatés par la fixation (Permanganate de potassium).

Son feuillet externe donne naissance à de nombreuses digitations ergastoplasmiques. La région opposée au plaste (Pl) est pourvue de dictyosomes qui émettent de nombreuses vésicules osmiophiles. Il existe encore plusieurs corps mucifères (CM). X 40 000.

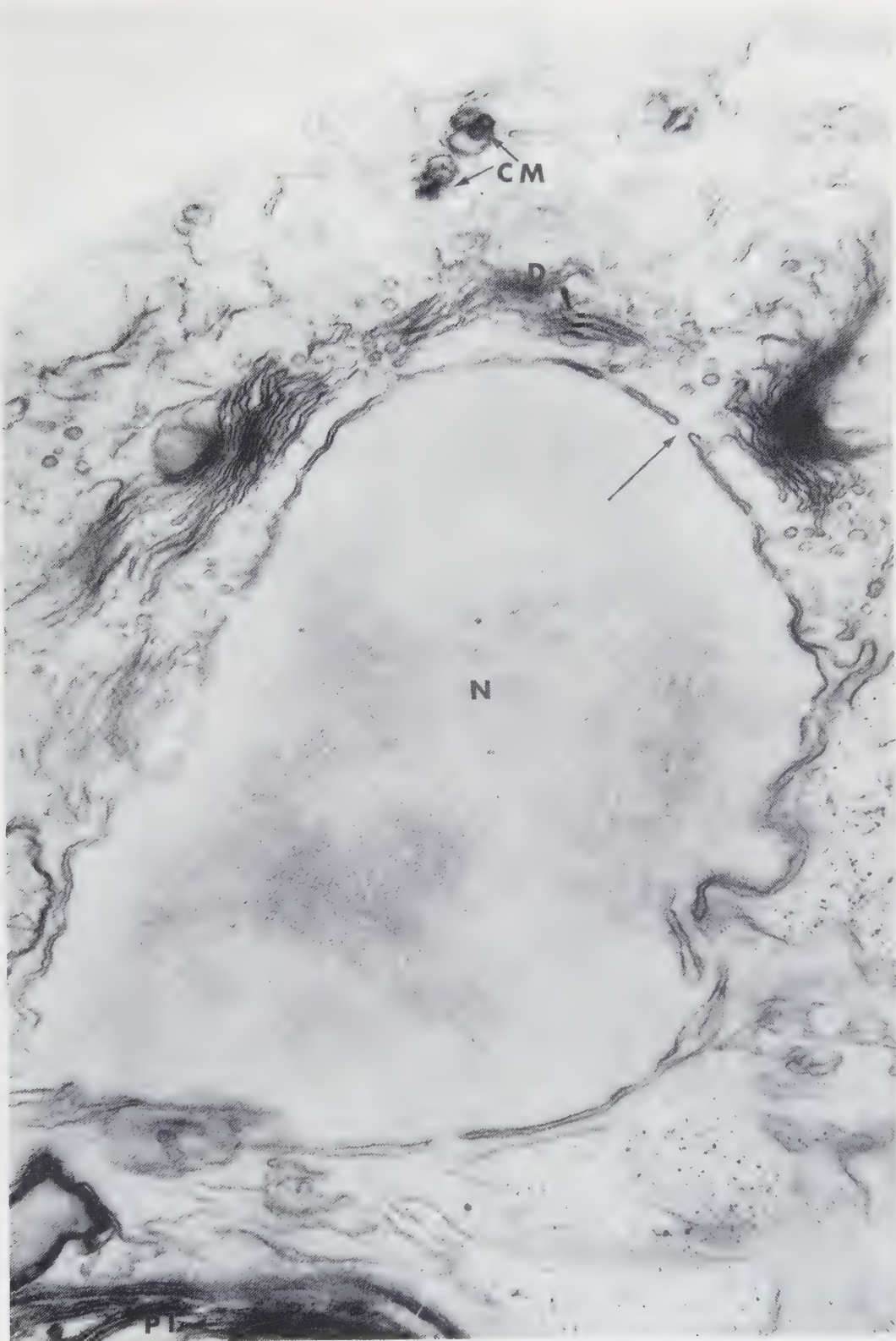


PLANCHE II

HYDRURUS FOETIDUS

- a)* Coupe dans la région aplastidiée. En plus des fréquentes formations ergastoplasmiques, de l'appareil de Golgi et des corps mucifères décrits ci-dessus, on observe une languette plastidiale antérieure (Pl), des mitochondries, des vésicules périphériques à gelée. X 40 000.
- b)* Coupe dans la région nucléaire montrant nettement la naissance du sac plastidial (SP) à partir du feuillet externe de la membrane nucléaire (flèche). Ce sac entoure étroitement la membrane plastidiale (mP) sauf dans la région en contact avec le noyau où elle disparaît. X 33 000.

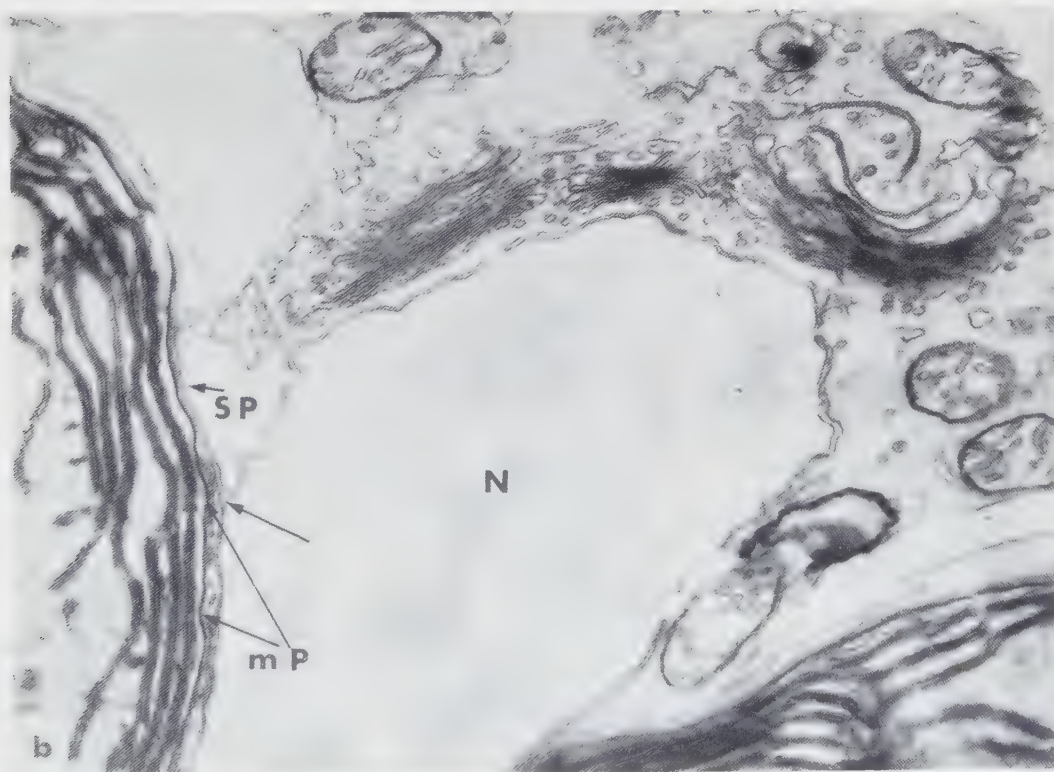
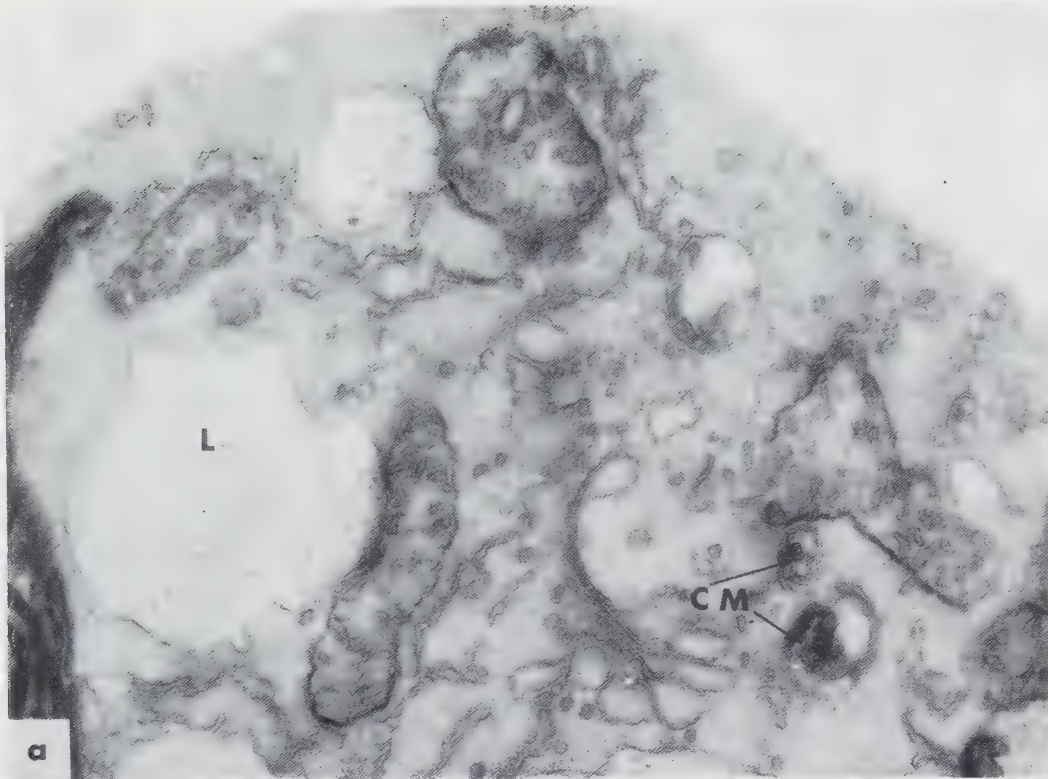


PLANCHE III

HYDRURUS FOETIDUS

- a)* Coupe dans la région aplastidiée montrant le noyau (N), de nombreux profils ergastoplasmiques, des mitochondries, des vacuoles à leucosine. X 45 000.
- b)* Coupe au niveau du noyau (N) avec formation, à partir du feuillet externe de la membrane nucléaire d'un long profil ergastoplasmique (Er). X 32 500.

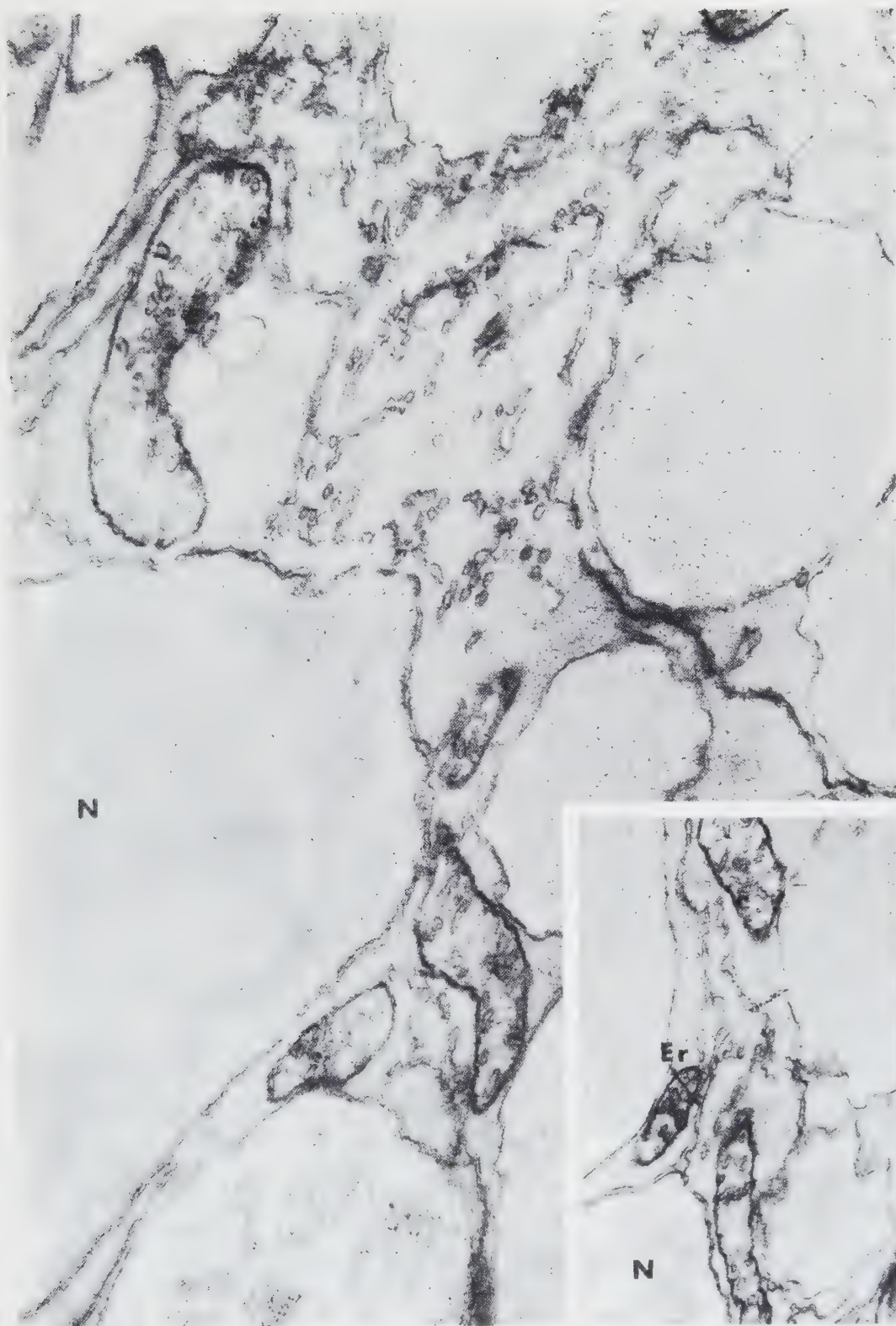


PLANCHE IV

HYDRURUS FOETIDUS

Coupe dans la région du plaste, en prédivision dans cette cellule, et permettant d'observer l'agencement des disques et la structure des pyrénoides. La double membrane du sac périplastidial est localement dilatée (flèches) et communique avec un système vanuolaire ergastoplasmique qui semble lui-même en rapport avec les vacuoles à leucosine (L).
X 27 000.

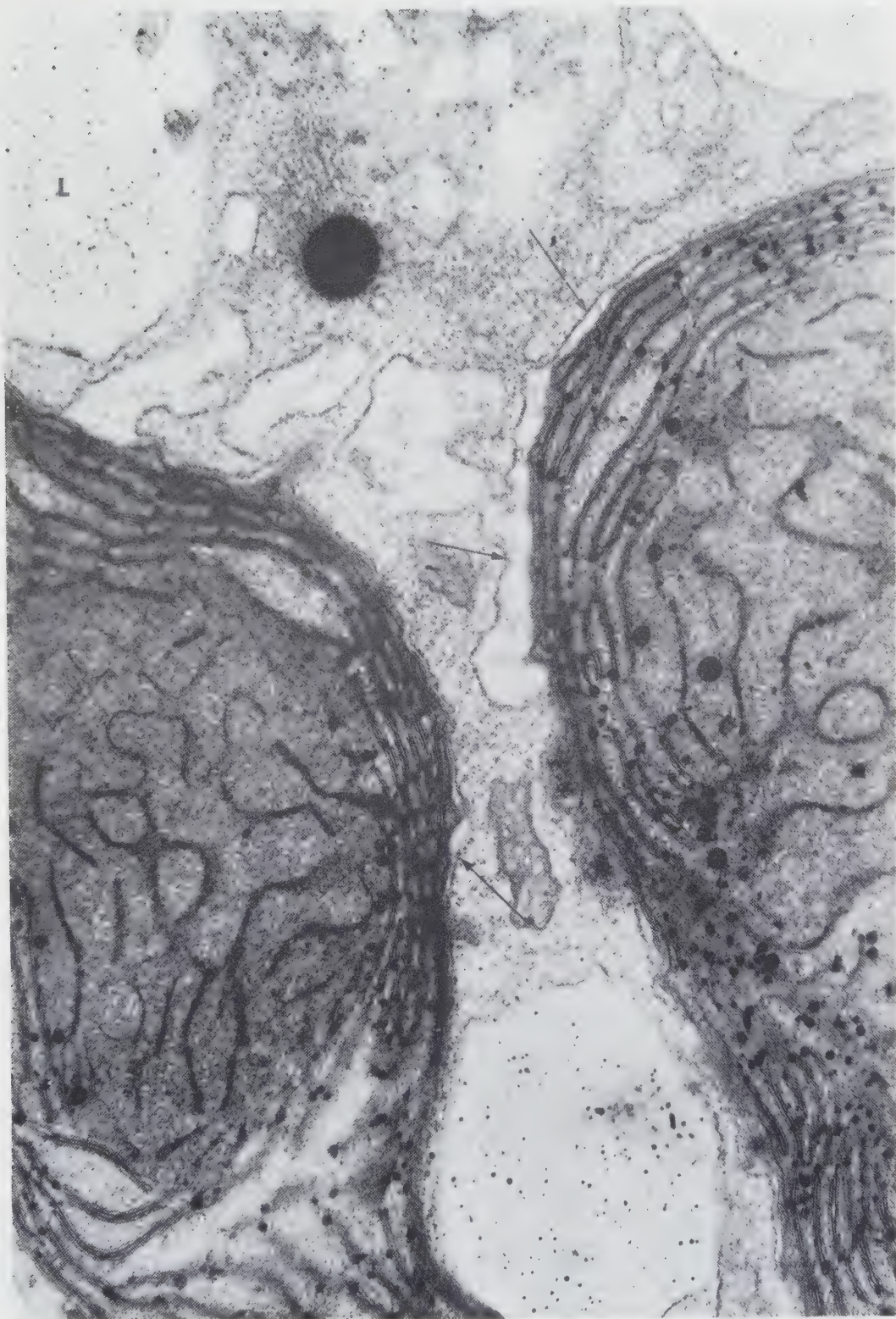


PLANCHE V

HYDRURUS FOETIDUS

Coupe au niveau du plaste et du pyrénôïde. La double membrane du sac périplastidial, intimement accolée à la surface du plaste, est difficile à observer (flèches). De petites vésicules astructurées s'ouvrent à la surface de la cellule (flèches) et diffèrent de formations plus grandes et complexes qui représentent des corps mucifères (CM). X 40 500.



PLANCHE VI

HYDRURUS FOETIDUS

- a)* Coupe dans la région antérieure d'une zoospore dont un blépharoplaste est visible en coupe transversale en bas et à gauche sur le cliché. Au-dessus de cet organite, se trouve la vacuole pulsatile pendant sa mise en charge avec un cortège de vésicules périphériques. A droite, sur le cliché, on voit une portion du plaste (Pl) dont la membrane est entourée de celle du sac périplastidial (flèches). X 41 500.
- b)* X 25 000.
- c)* X 30 500. *Hydrurus foetidus* : coupes au niveau de la vacuole pulsatile après explosion et montrant le cortex tubulaire permanent. Remarquer l'abondance des profils ergastoplasmiques au voisinage de ce cortex sur la fig. 6 b.
- d)* Mise en évidence du réseau complexe ergastoplasmique. X 27 000.

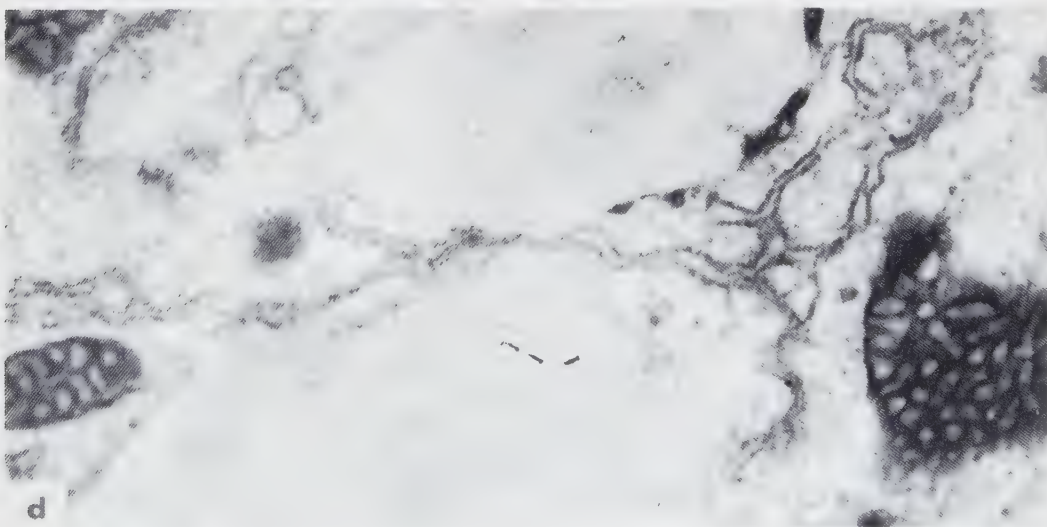
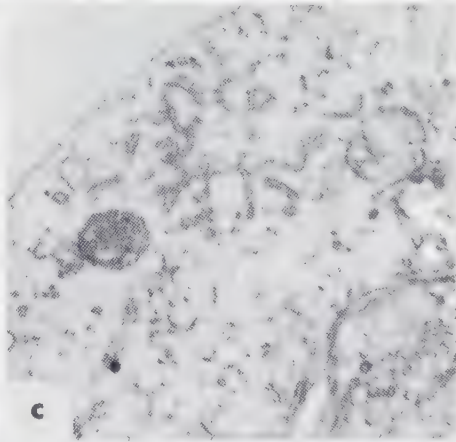
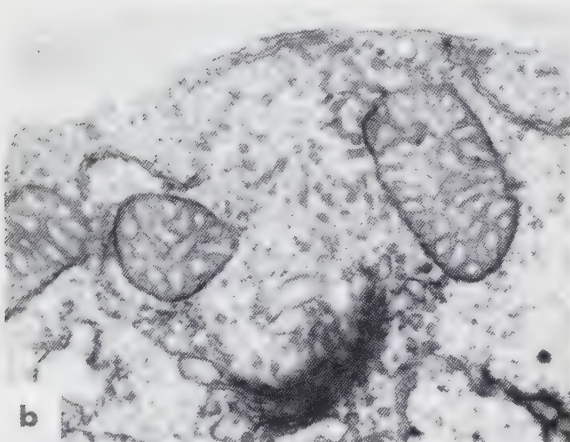
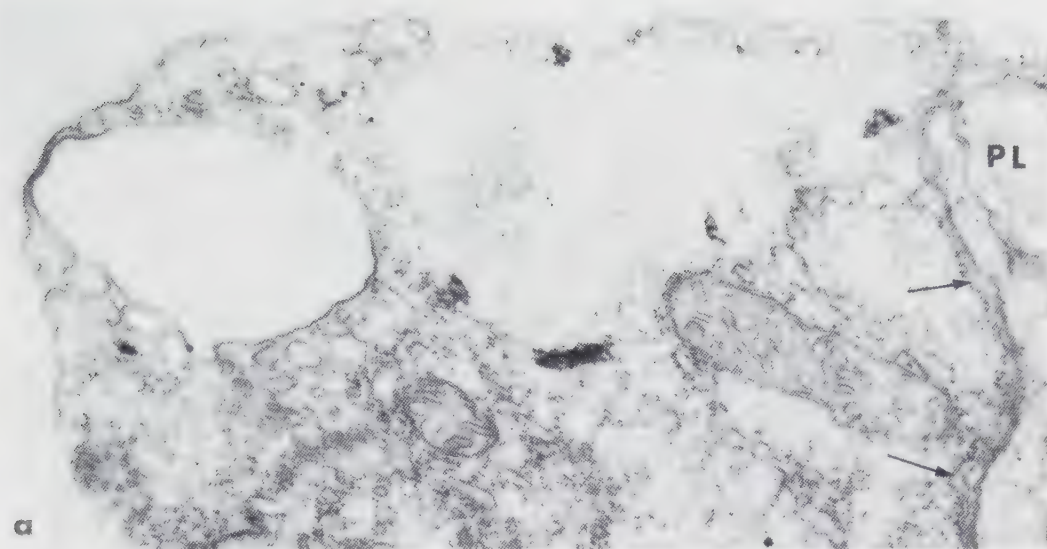


PLANCHE VII

HYDRIUS FORTIDUS

- a) Colonie *in toto*. La touffe dense située en bas et à gauche sur le cliché représente l'état initial de la colonie. Les autres branches ont été appauvries en rameaux secondaires par sporulation. Sur le rameau le plus à droite sur le cliché et sur la base du tronc principal median les digitations secondaires ont complètement disparu. X 3 environ (Photographie H. Lutz).
- b) Région antérieure d'une zoospore montrant le flagelle et son blepharoplaste, un deuxième blepharoplaste non flagelle (B') à gauche, et un système fibrillaire (F) à droite. Une fibre parabasale (flèches) relie le blepharoplaste au sommet du noyau. Au-delà de l'appareil parabasal se trouve un corps mucifère (CM). X 60 000.

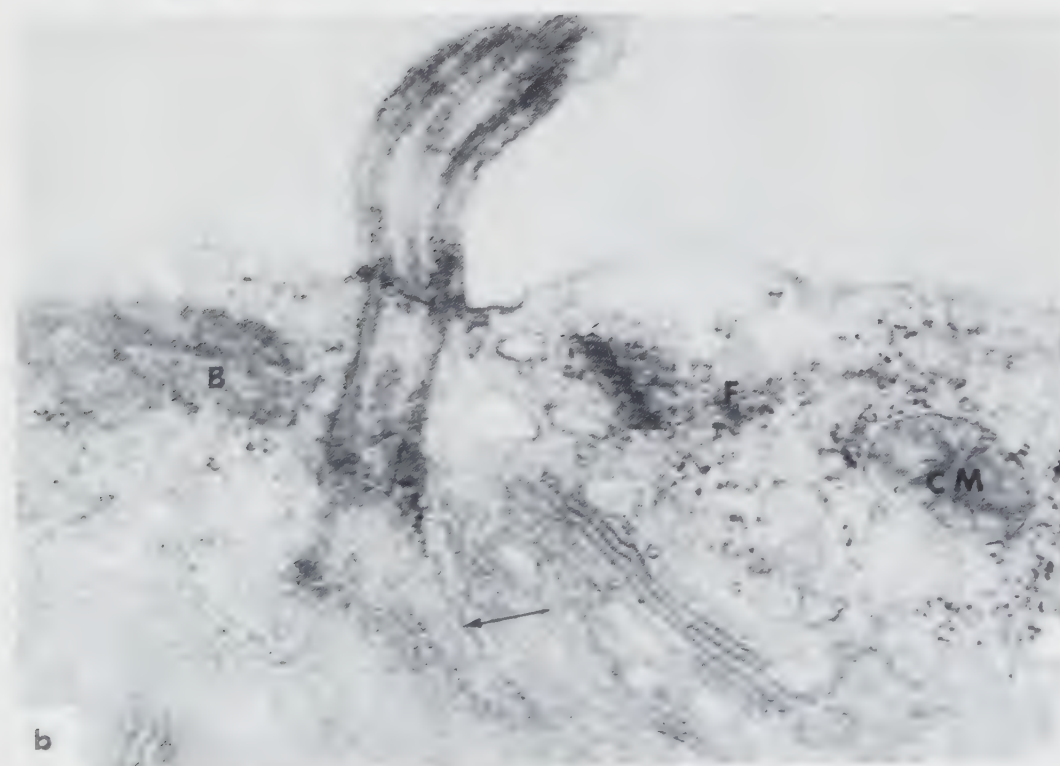
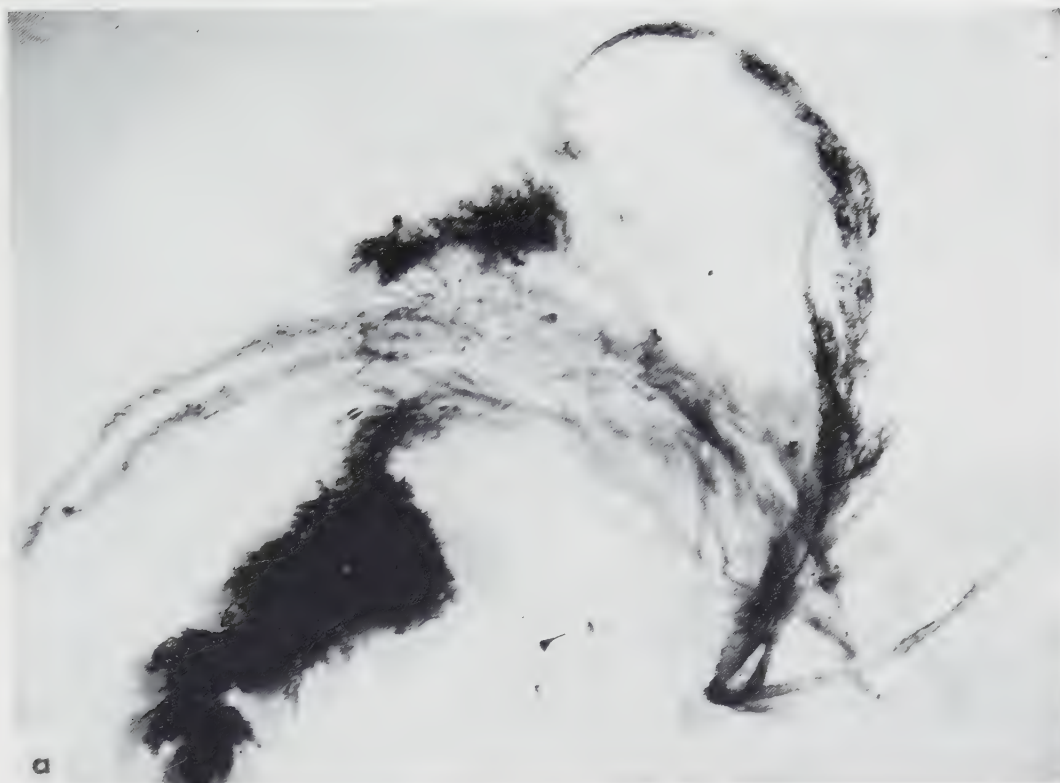


PLANCHE VIII

DINOBYRON DIVERGENS

Coupe transversale antérieure et oblique montrant le noyau (N) et les deux plastes (Pl.) On observe la naissance du sac périplastidial (flèches) aux dépens du feuillet externe de la membrane nucléaire. Le stigma (S) est coapté avec le photocepteur que porte le flagelle court. La région la plus antérieure en haut et à droite sur le cliché est riche en corps mucifères (CM). X 48 500.

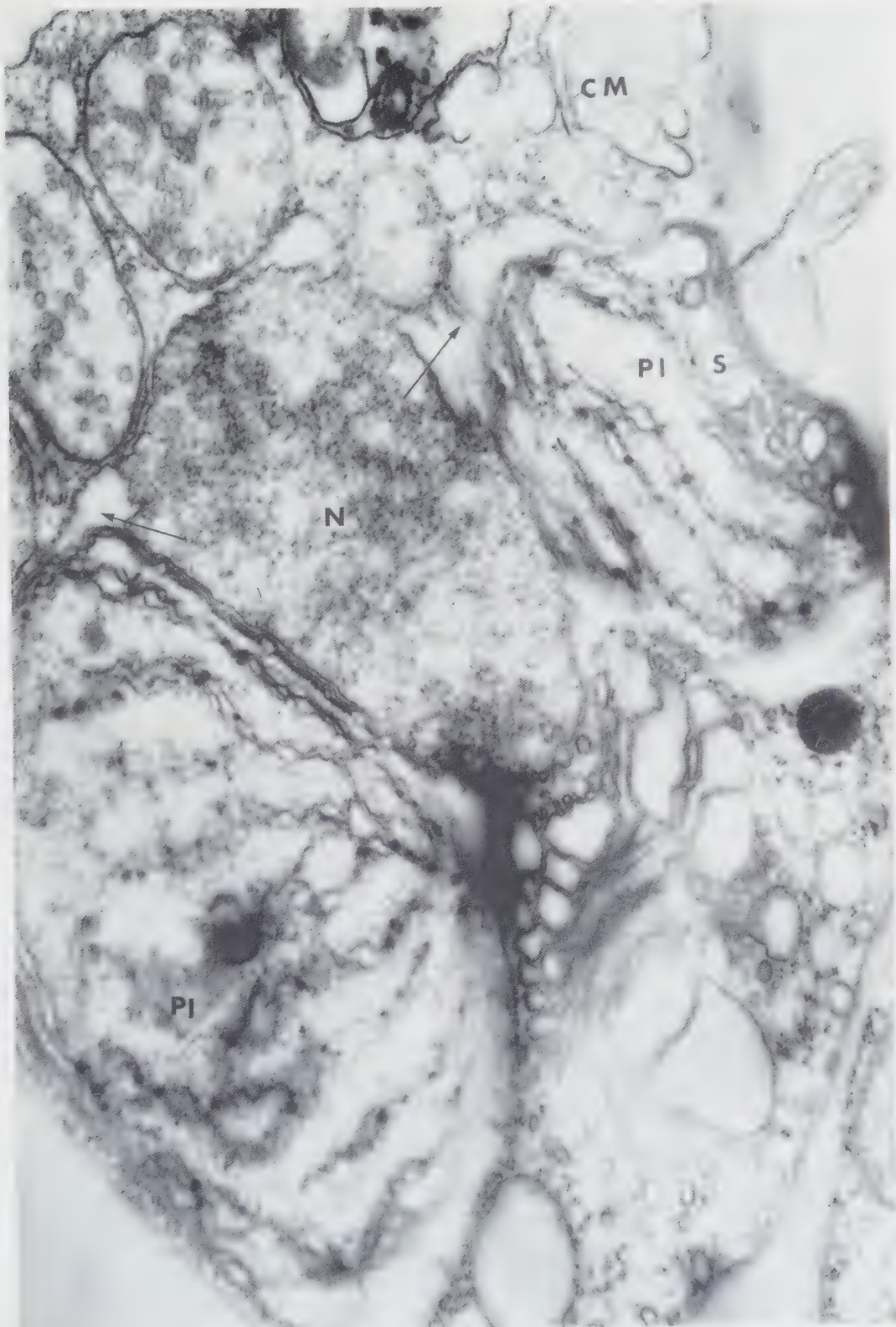


PLANCHE IX

DINOBYRON DIVERGENS

- a)* Coupe dans la région moyenne supranucléaire (N) montrant des mitochondries, l'appareil de Golgi volumineux, une vacuole pulsatile (flèche) et des bactéries symbiotes (B). X 25 000.
- b)* X 40 500.
- c)* X 40 700.

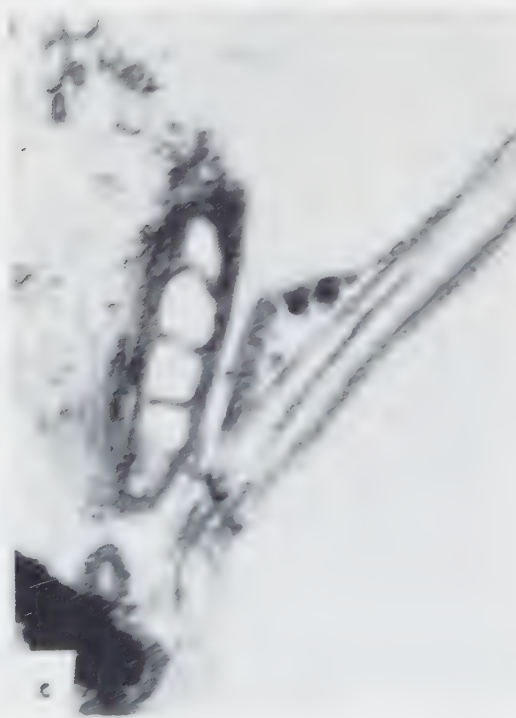
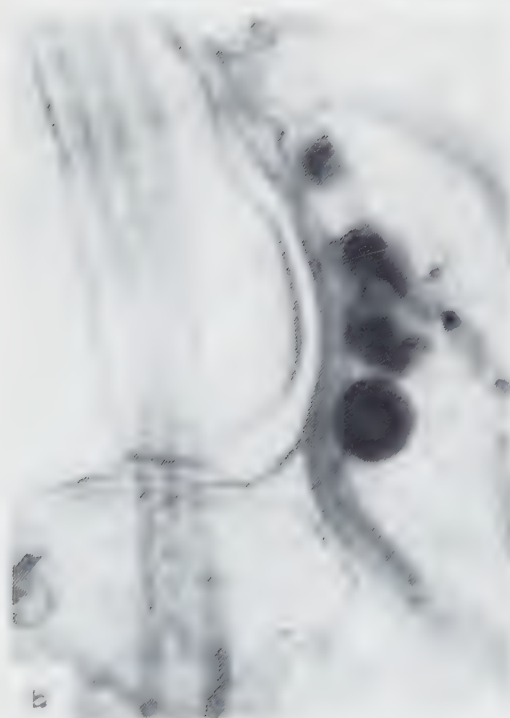
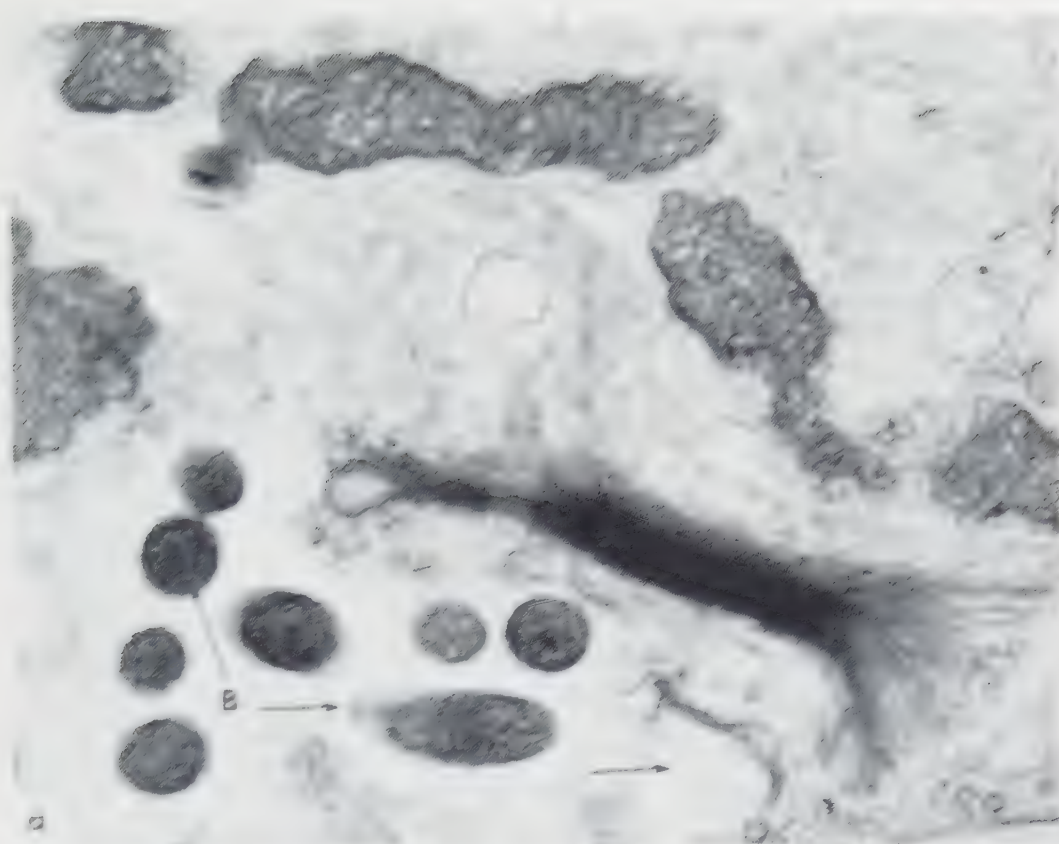


PLANCHE X

VOLVOX AUREUS

Coupe médiane d'une cellule somatique montrant les principaux organites cellulaires. En haut et à droite sur le cliché, on observe un blépharoplaste qui repose dans une zone cytoplasmique dense et granuleuse. Près de cet organite se trouve une languette plastidiale (Pl), portant un volumineux stigma à stroma évolué (S). Le plaste enferme un stroma abondant, des disques et de nombreux grains d'amidon (A). Le noyau enferme un gros nucléole et possède une membrane double à surface tourmentée. Les mitochondries (M) sont de petite taille et généralement à la périphérie du plaste. Le vacuome (V) est très développé et possède des précipitations internes caractéristiques. Autour du noyau se rencontrent des dictyosomes. Quelques longs profils ergastoplasmiques tubulaires (Er) apparaissent souvent sous la membrane plasmatique. X 25 500.

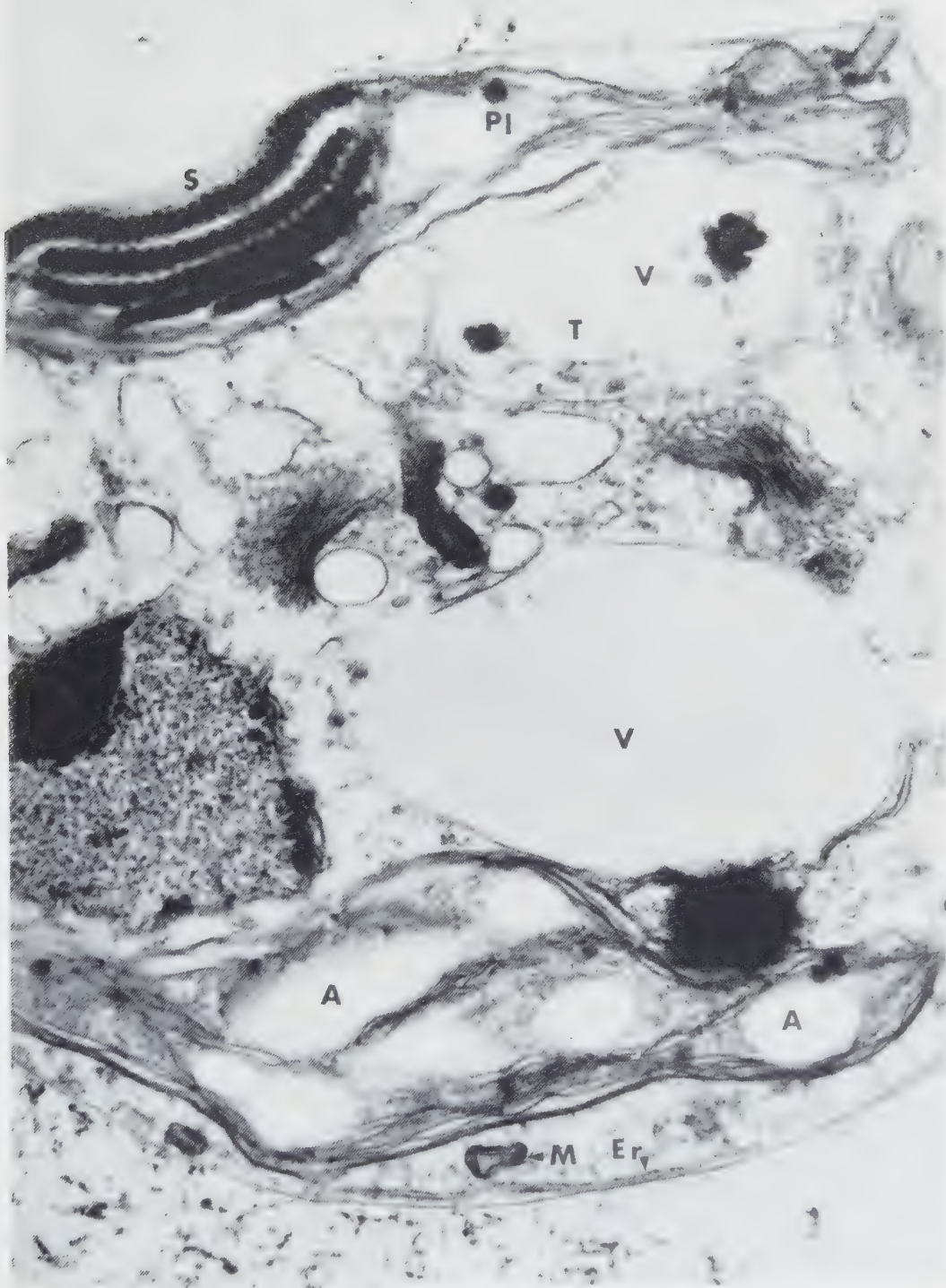


PLANCHE XI

VOLVOX AUREUS

Coupe dans une cellule somatique n'intéressant pas le noyau. Elle permet de retrouver la plupart des organites cellulaires cités à propos du cliché précédent, plaste (Pl), stigma (S) à stroma évolué, dictyosomes périnucléaires, chondriome périphérique, vacuome. Remarquer en plus la présence d'une cisterne ergastoplasmique, associée à la surface sécrétante d'un dictyosome (flèche) et paraissant elle-même communiquer avec une vacuole. On rencontre soit au voisinage des dictyosomes soit à l'extérieur de la cellule des corps mucifères (CM). X 25 500.

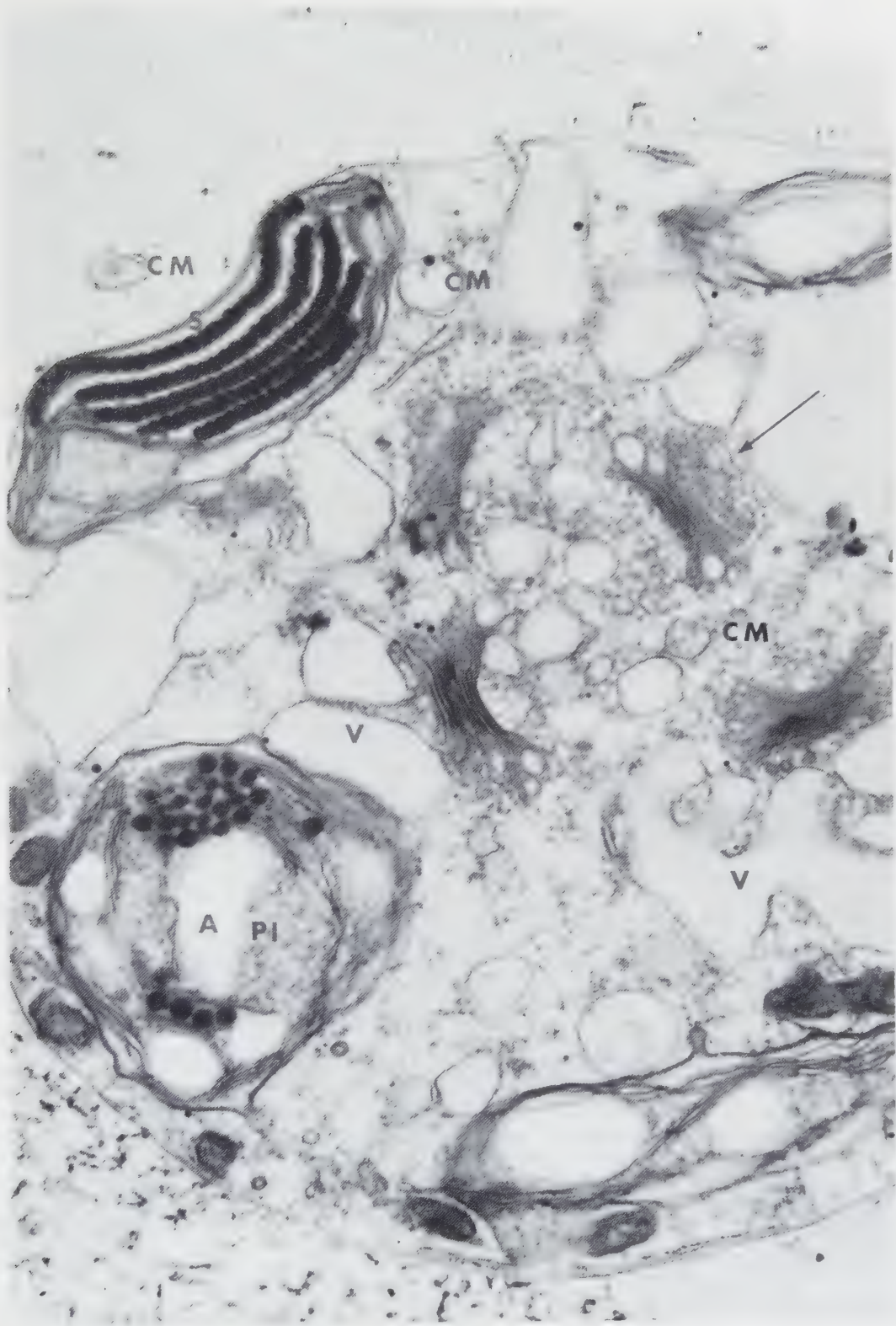


PLANCHE XII

VOLVOX AUREUS

Coupe dans une cellule reproductrice montrant la structure et la multiplication des pyrénoides et la complication de la surface plastidiale. X 27 000.

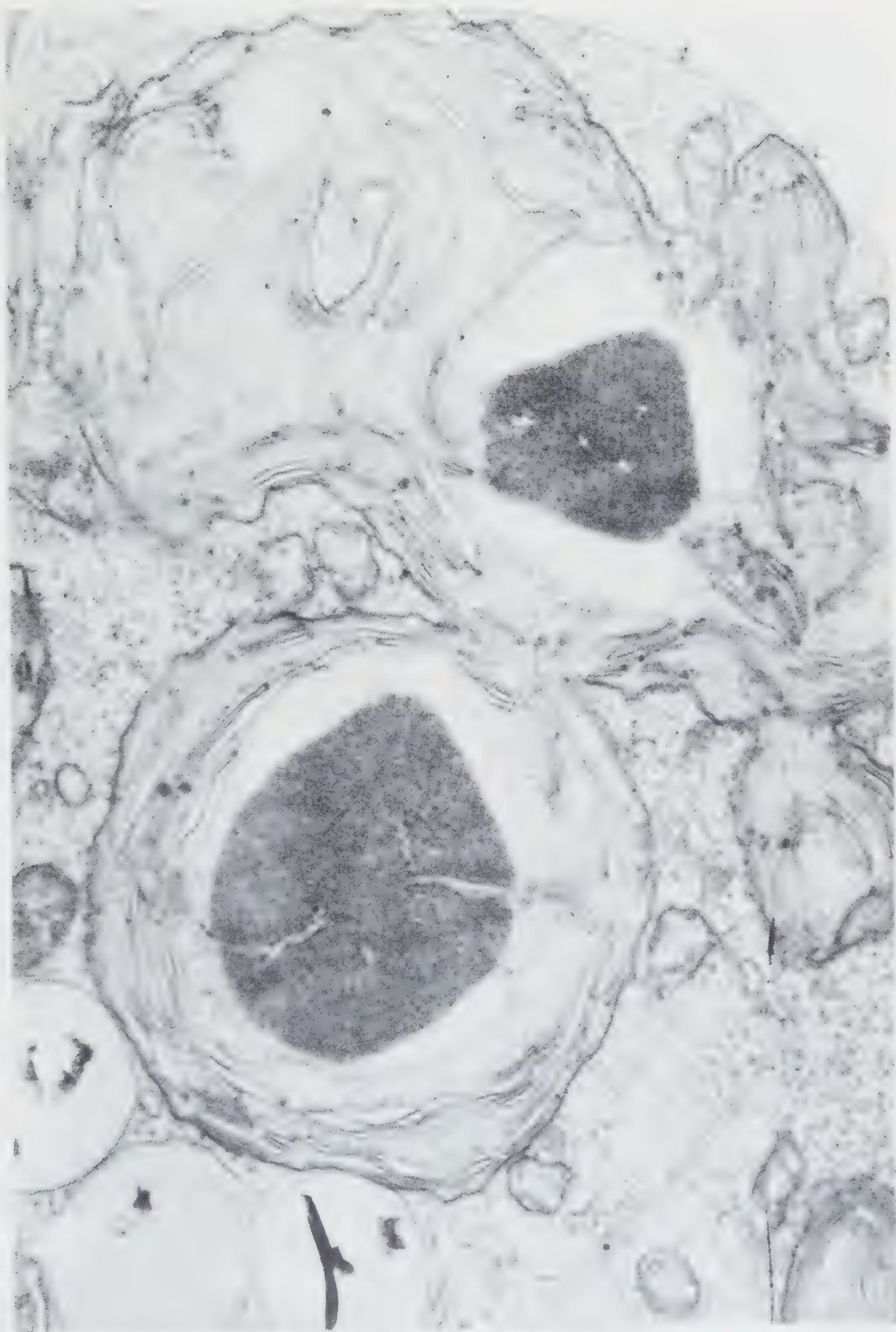


PLANCHE XIII

VOLVOX AUREUS

- a)* Entre le plaste (Pl) et la membrane plasmique se trouvent de longs profils ergastoplasmiques (Er) qui semblent avoir des rapports avec la surface cellulaire. X 25 500.
- b)* Communication intercellulaire (flèche), plaste (Pl), ergastoplasme (Er) et gouttelettes lipidiques. X 25 500.

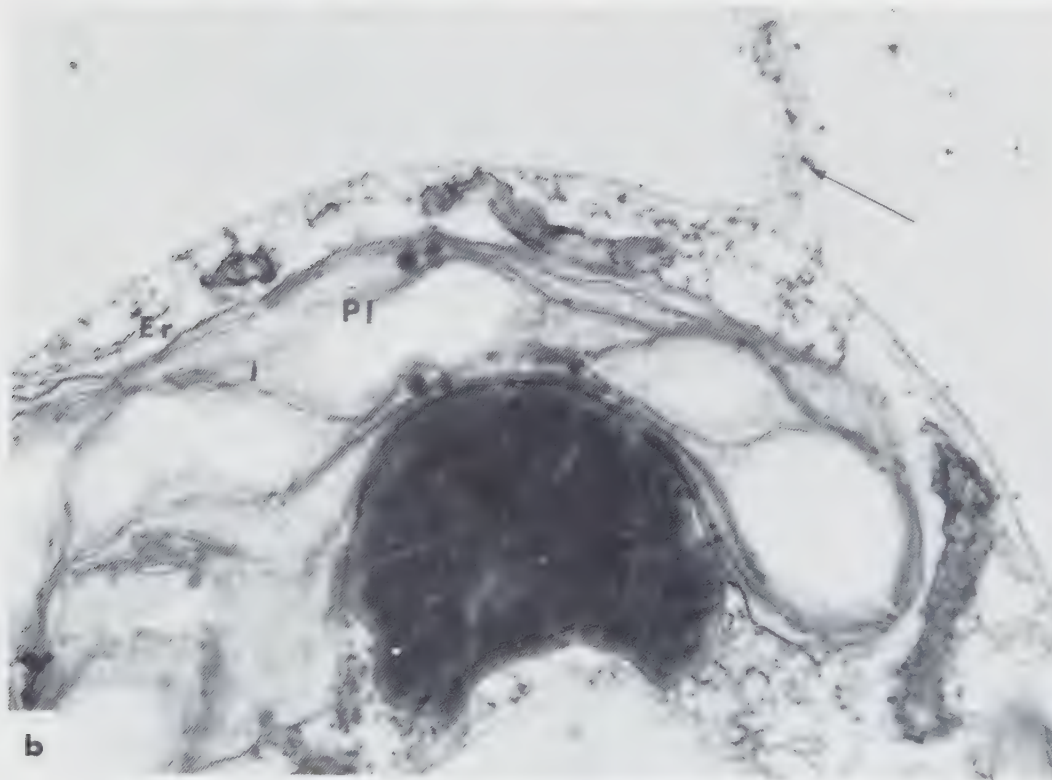
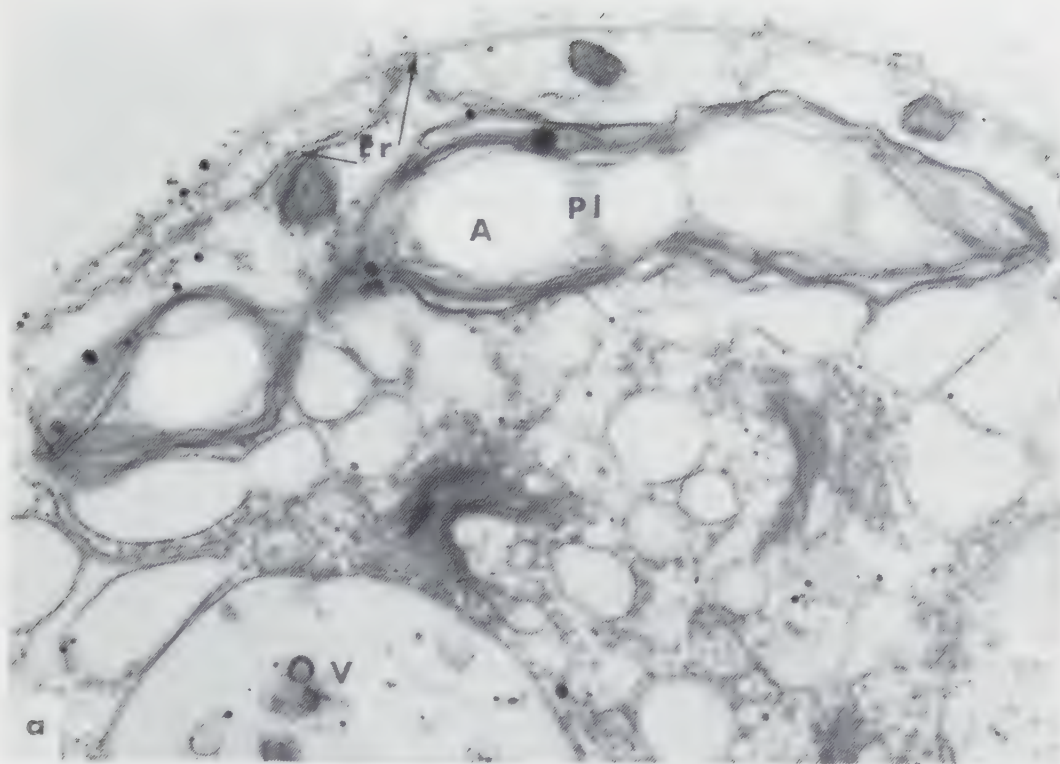


PLANCHE XIV

STEPHANOSPHAERA PLUVIALIS

Coupe médiane dans une cellule montrant les principaux organites cellulaires. Le plaste forme un réseau périphérique fenestré avec un pyrénioïde antérieur et un pyrénioïde postérieur. En bas à droite sur le cliché, départ d'un flagelle et cuticule enveloppante de la colonie. Le noyau à nucléole central est entouré d'un abondant vacuome, ménageant de minces travées cytoplasmiques où se logent les dictyosomes (flèche). Le chondriome grêle est essentiellement périplastidial.
X 7 500.

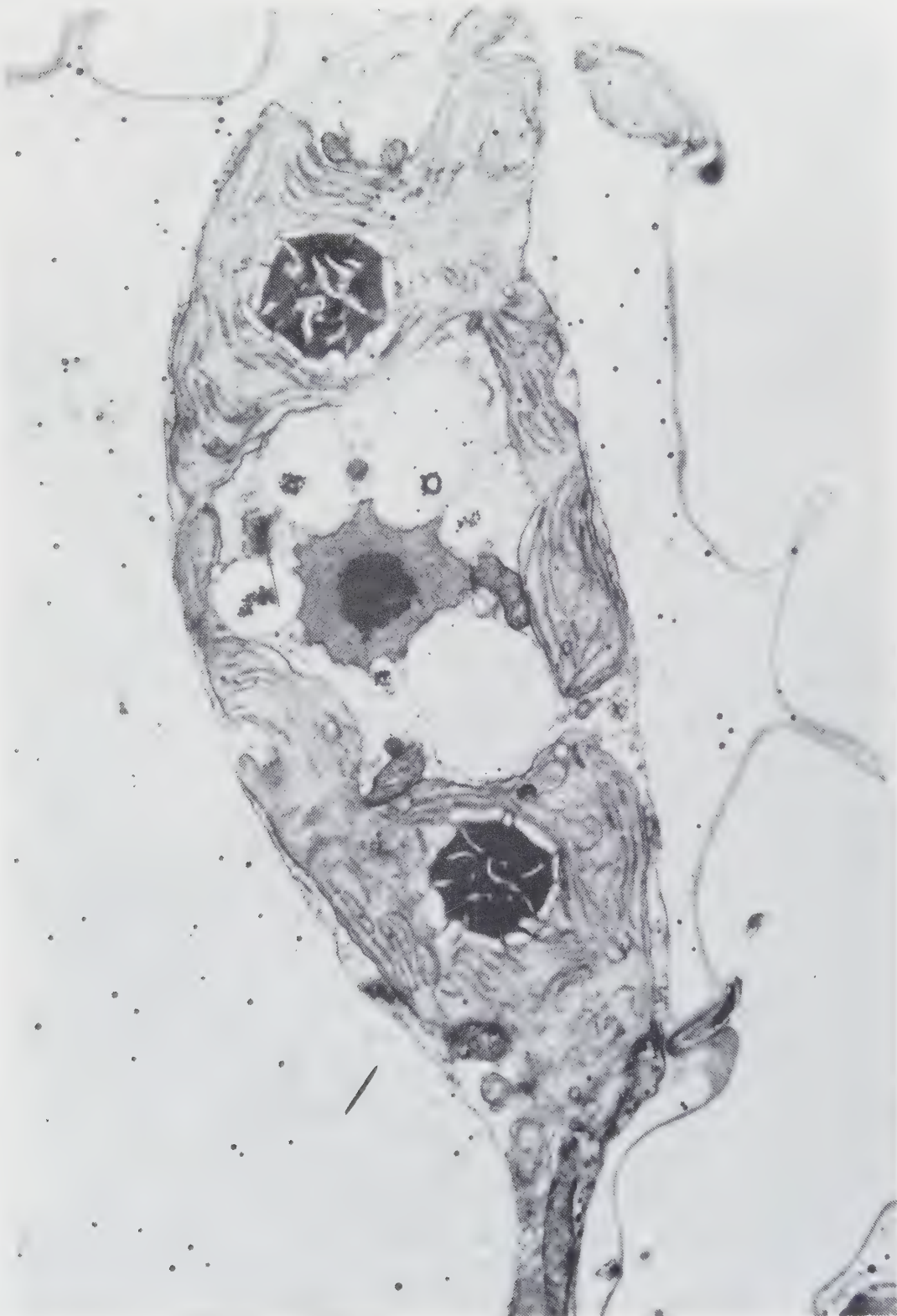


PLANCHE XV

HAEMATOCOCCUS PLUVIALIS

Coupe médiane d'une cellule montrant les principaux organites cellulaires, très comparables aux structures décrites ci-dessus mais possédant, sous cette incidence de coupe, un bien plus grand nombre de dictyosomes périnucléaires. X 7 500.

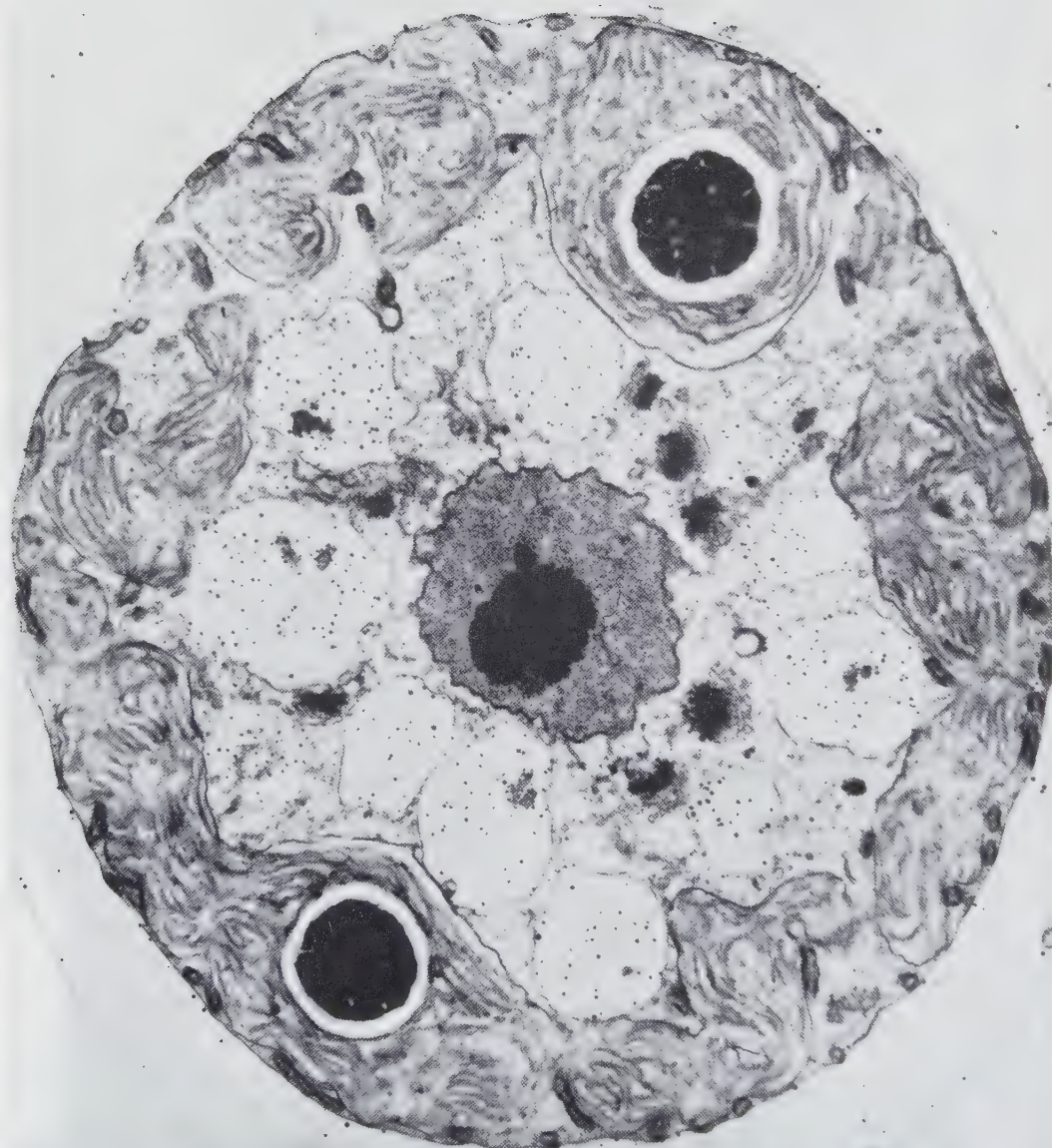


PLANCHE XVI

HAEMATOCOCCUS PLUVIALIS

Coupe dans la région plastidiale et périnucléaire, riche en dictyosomes régulièrement coiffés sur leur face sécrétante d'une cisterne ergastoplasmique (flèches). Noter encore l'abondance des ribosomes cytoplasmiques au sein des travées cytoplasmiques intervacuolaires (V). X 39 000.

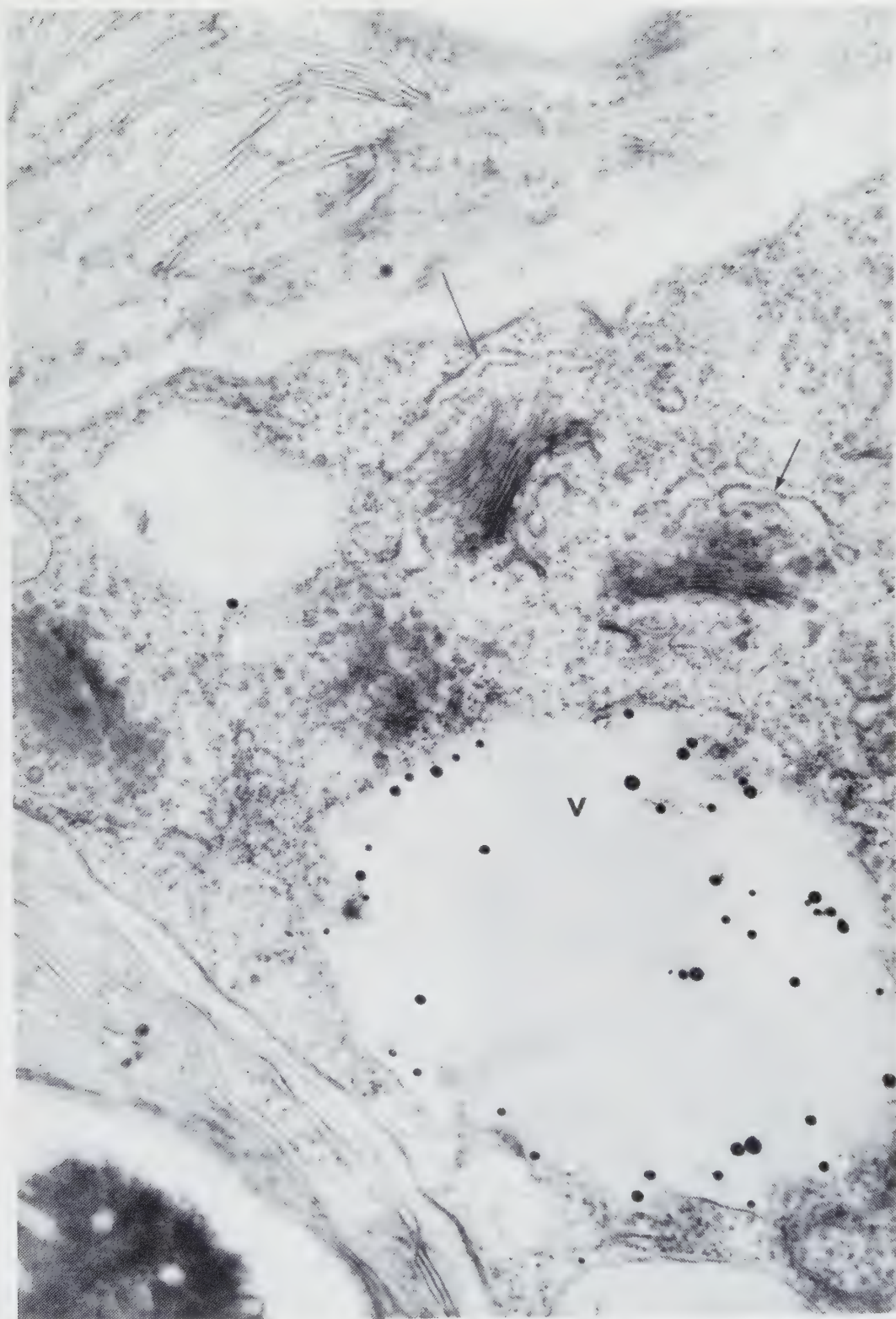


PLANCHE XVII

STEPHANOSPHAERA PLUVIALIS

Association d'une cisterne ergastoplasmique à la surface des dictyosomes. Observer la structure du plaste avec deux petits grains d'amidon sur la lame placée à gauche sur le cliché et la pénétration en même temps que la dilatation d'un disque dans le pyrénioïde. Un tubule ergastoplasmique semble s'associer à la membrane plastidiale. X 39 000.

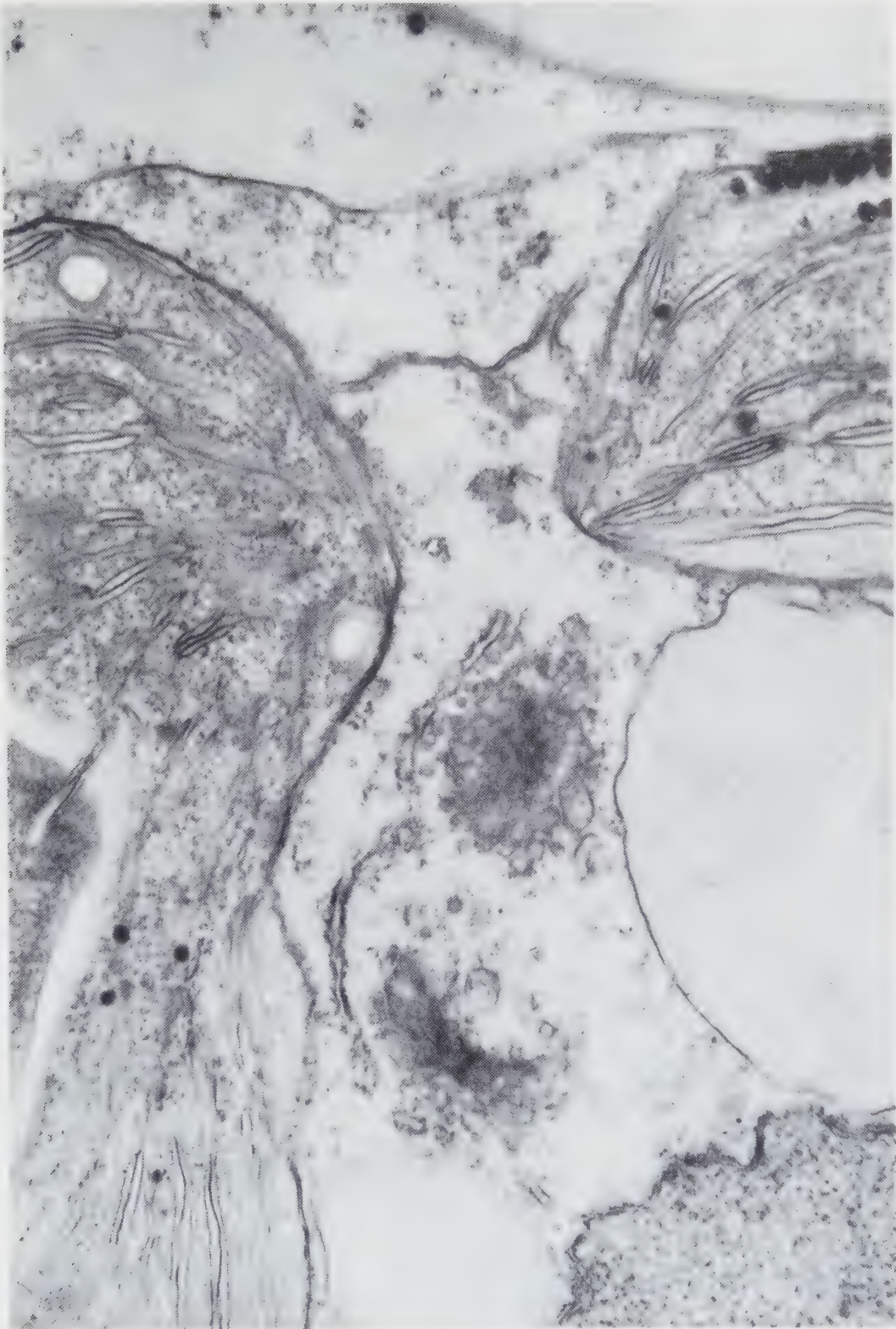


PLANCHE XVIII

STEPHANOSPHAERA PLUVIALIS

Coupe au niveau du plaste et du pyrénôïde. Observer l'agencement des disques au sein du stroma plastidial et leur dilatation dans les pyrénôïdes, la faible importance du stroma plastidial à la périphérie du pyrénôïde. X 39 000.

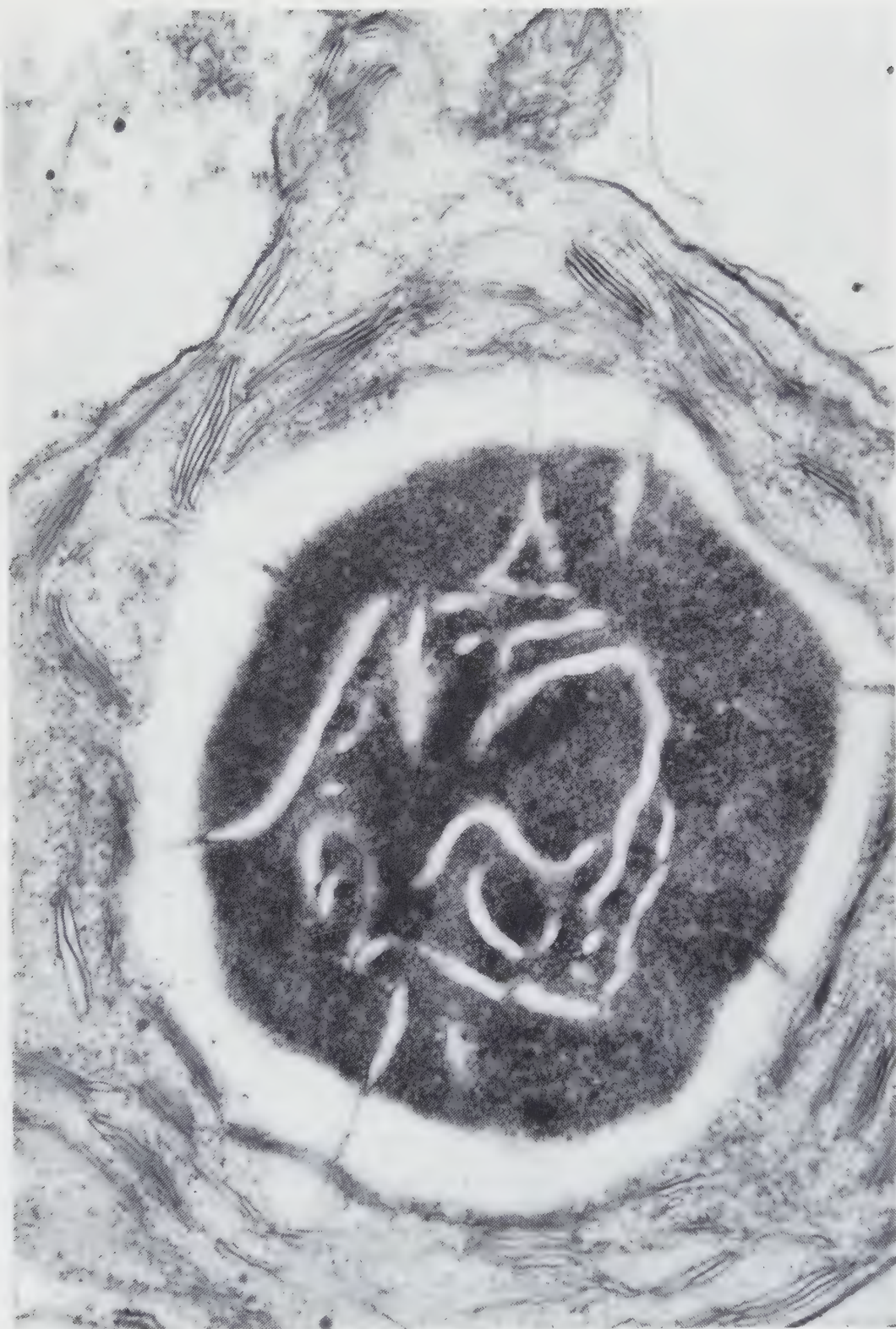


PLANCHE XIX

HAEMATOCOCCUS PLUVIALIS

Coupe au niveau du plaste et du pyrénôïde. L'amidon est contrasté en noir par le Protoxyde de plomb ; il est nettement séparé du pyrénôïde par une enveloppe de stroma plastidial classique. X 39 000.

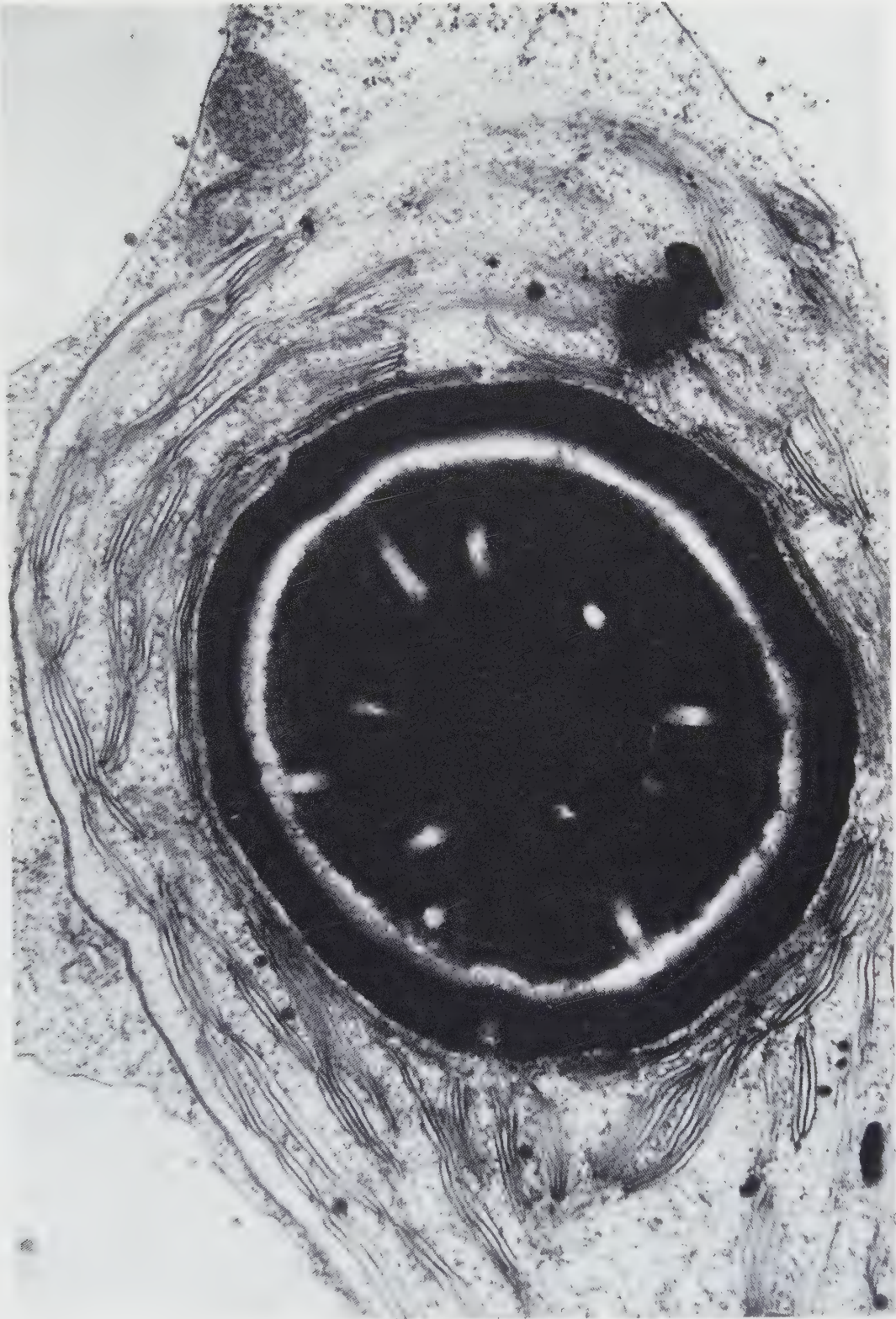


PLANCHE XX

STEPHANOSPHERA PLUVIALIS

- a*) Coupe au niveau du cortex de la colonie (à gauche sur le cliché),
et d'un flagelle. X 54 000.

STEPHANOSPHERA PLUVIALIS

- b*) Stigma en saillie à la surface de la cellule. X 39 000.

HAEMATOCOCCUS PLUVIALIS

- c*) Apparition des vésicules à hématochrome entre la surface nucléaire
et l'appareil de Golgi. X 39 000.

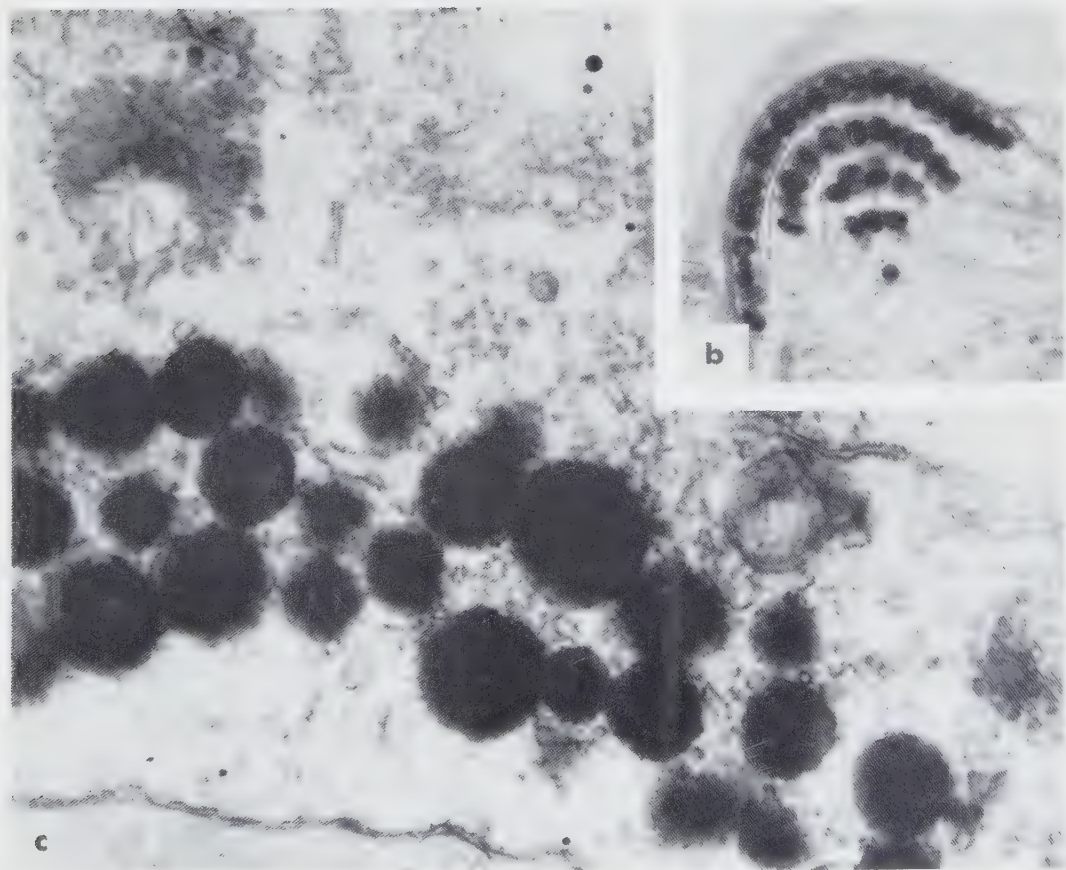
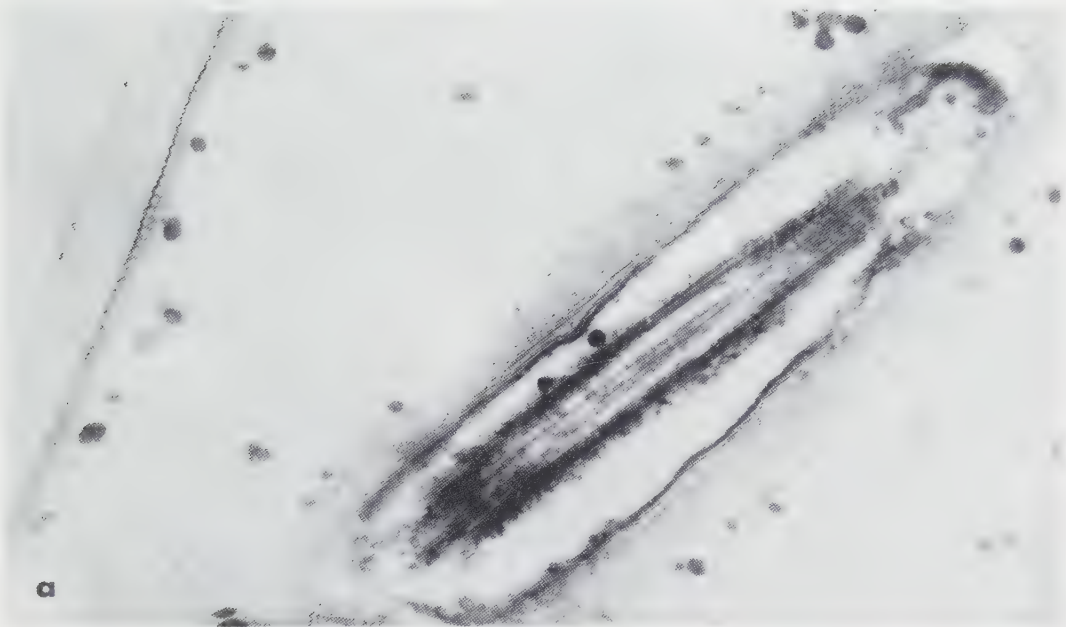


PLANCHE XXI

CHILOMONAS PARAMECTUM

Coupe dans la région antérieure montrant le goulot de la vacuole pulsatile (Vp) peu après l'explosion. Dans la zone profonde de cet organite, le cortex permanent est apparent. Elle est en contact avec un corps de Maupas (CM). Sur le côté droit du goulot, se trouve une mitochondrie altérée par l'inclusion et une vacuole lipidique, sur le côté gauche, on voit une coupe transversale des deux blépharoplastes et du corps en croissant. Cette région est riche en gros trichocystes pharyngiens (Tr). Dans la région inférieure et gauche du cliché, on voit un grain d'amidon contrasté par le Protoxyde de plomb. Il est nettement entouré de la membrane double du sac périplastidial (SP). Une structure comparable apparaît en haut du cliché mais avec une large dilatation de la double membrane du sac périplastidial qui enferme alors un matériel fibreux (flèche). Notons enfin que les coupes de trichocystes dévaginés à l'extérieur de l'organisme ne font apparaître ni fibrillation ni périodicité. X 39 500.

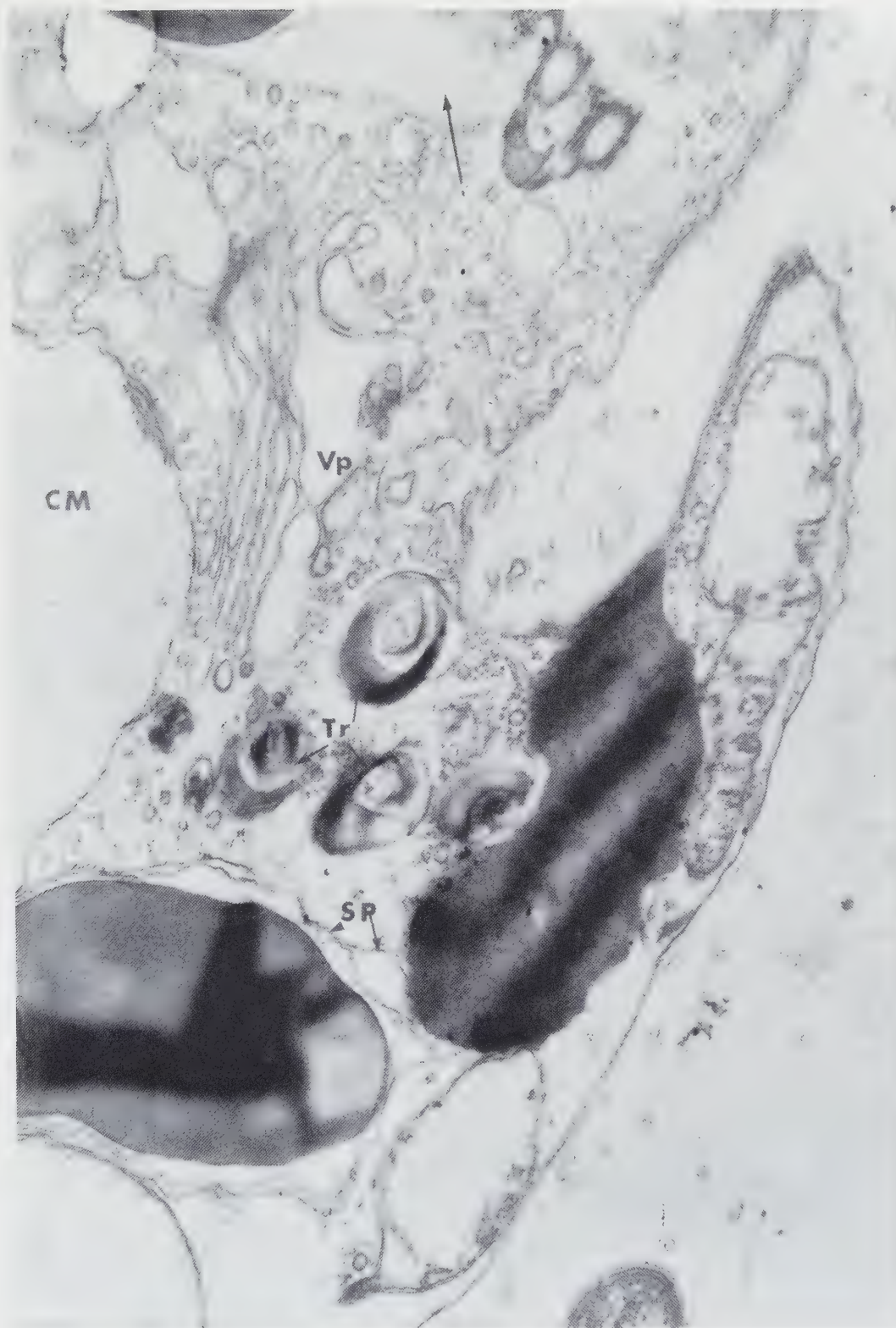


PLANCHE XXII

CHILOMONAS PARAMECIUM

Coupe transversale montrant la cuticule (flèches) avec ses deux couches, les trichocystes périphériques (Tr), le chondriome. Au centre du Protiste, occupant le milieu du cliché, se trouve un grain d'amidon, contrasté en gris par le Protoxyde de plomb. Il est en contact, à droite, avec un organite à double membrane qui représente le leucoplaste (L). Ces deux corps sont également enfermés dans le sac périplastidial dont la double membrane est très apparente (SP). A l'extérieur de ce dernier, à droite et à gauche sur le cliché, on observe deux grosses vésicules lipidiques. Sur l'individu figuré en bas sur le cliché, on observe également un grain d'amidon enfermé dans un sac périplastidial (SP). En haut et à droite sur le cliché, figurent les deux flagelles en coupes transversales avec une abondante gaine cytoplasmique et une membrane plasmatique pilleuse. X 40 500.

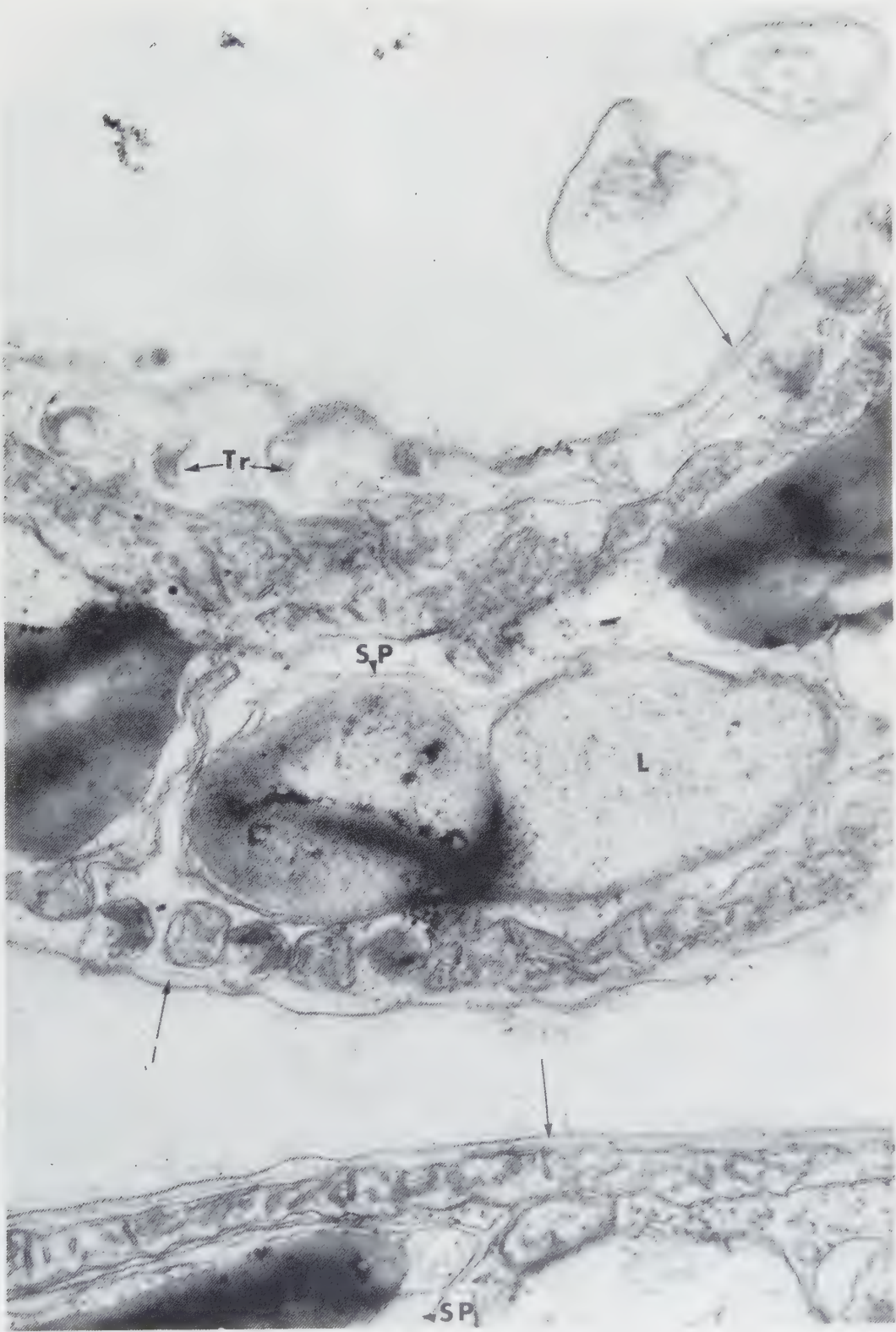
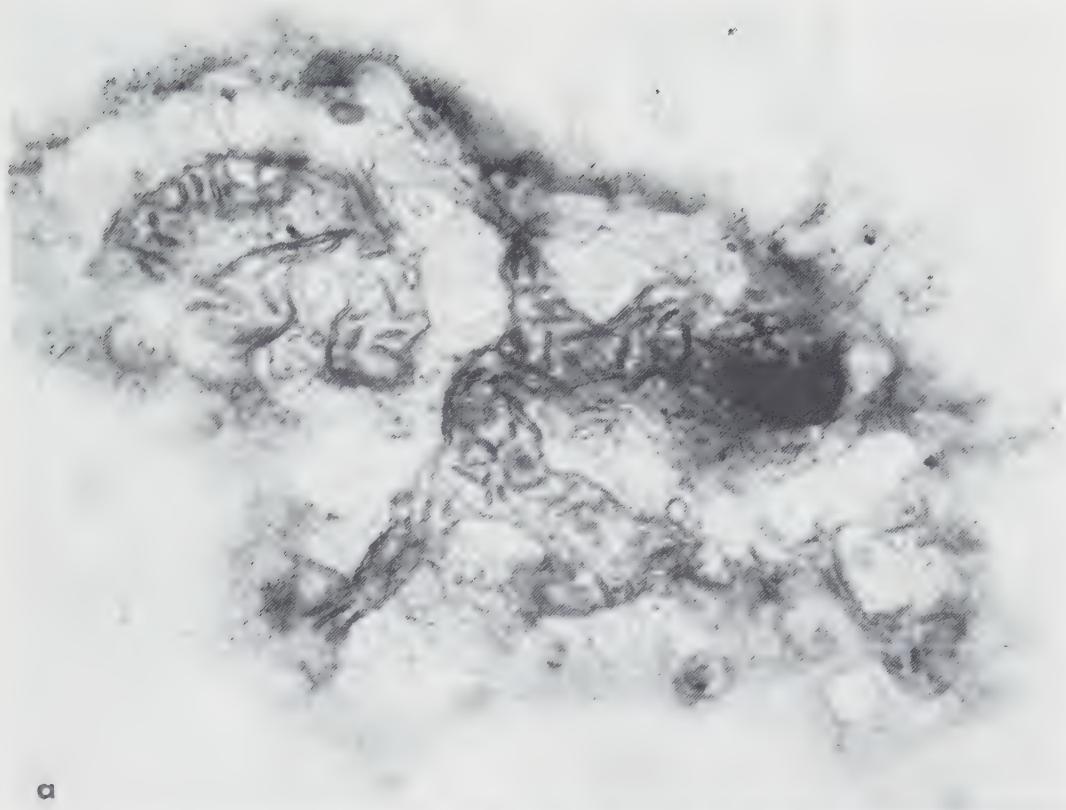


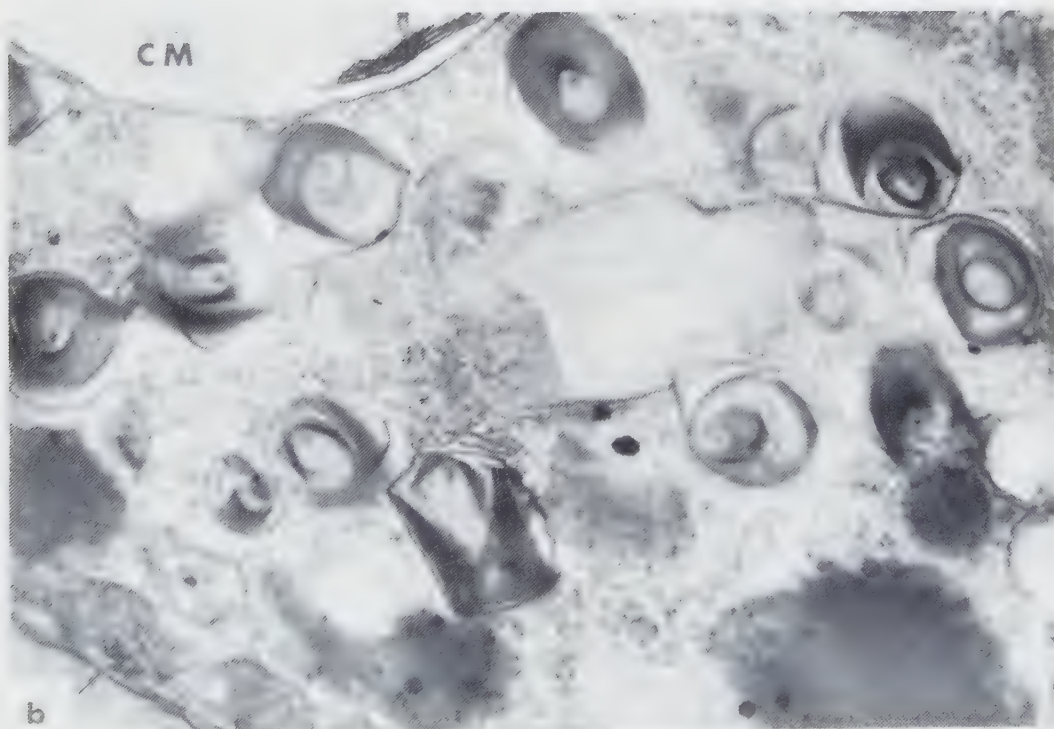
PLANCHE XXIII

CHILOMONAS PARAMECIUM

- a)* Coupe tangentielle à la surface d'un *Chilomonas* qui met en évidence le réseau mitochondrial périphérique et des trichocystes périphériques éclatés. X 48 500.
- b)* Coupe tangente à la surface du vestibule et montrant son armature fibrillaire. Il existe également de très nombreux et volumineux trichocystes pharyngiens, un corps de Maupas (CM), des vésicules lipidiques, la cuticule (flèche). X 39 500.



a



b

PLANCHE XXIV

CHILOMONAS PARAMECIUM

- a)* Coupe dans la région antérieure montrant un flagelle avec sa dilatation basale, l'insertion d'une mitochondrie sur son blépharoplaste (flèche) la naissance à droite d'un paquet fibreux (F) ; en haut et à droite sur le cliché, on observe une coupe transversale du goulot de la vacuole pulsatile entouré vers l'intérieur d'un ensemble fibreux puis d'une mitochondrie spéciale qui dépend du réseau superficiel apparent à droite. Sous le tractus fibreux (F), apparaissent deux trichocystes pharyngiens (Tr.). X 40 500.
- b)* Coupe au niveau des blépharoplastes et du corps en croissant. Sur la gauche apparaît le tractus fibreux. X 39 500.
- c)* Coupe oblique des blépharoplastes prolongés vers l'intérieur par les fibres tubulaires du rhizoplaste, elles-mêmes associées à une racine périodique issue latéralement à l'un des blépharoplastes (flèche). X 40 500.
- d)* Coupe tangente à la racine périodique du rhizoplaste au niveau de la région nucléaire. X 27 000.
- e)* Coupe transversale aux blépharoplastes et montrant le départ du rhizoplaste (R) et la fibre périodique antérieure (flèche). X 40 500.

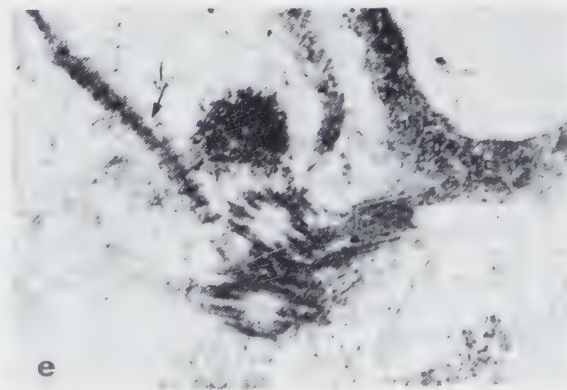
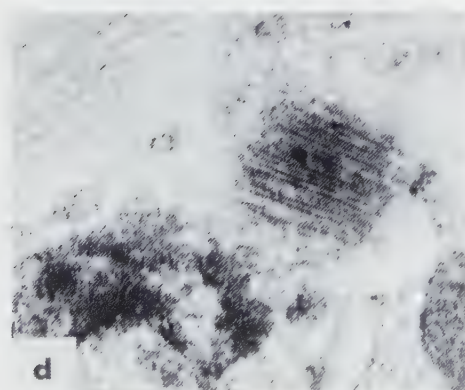
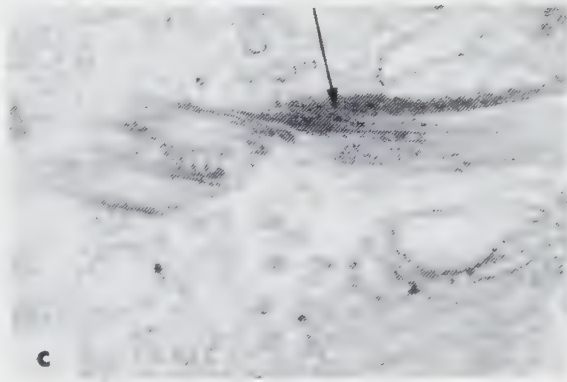
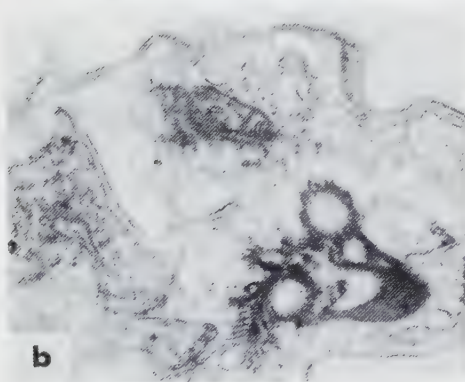
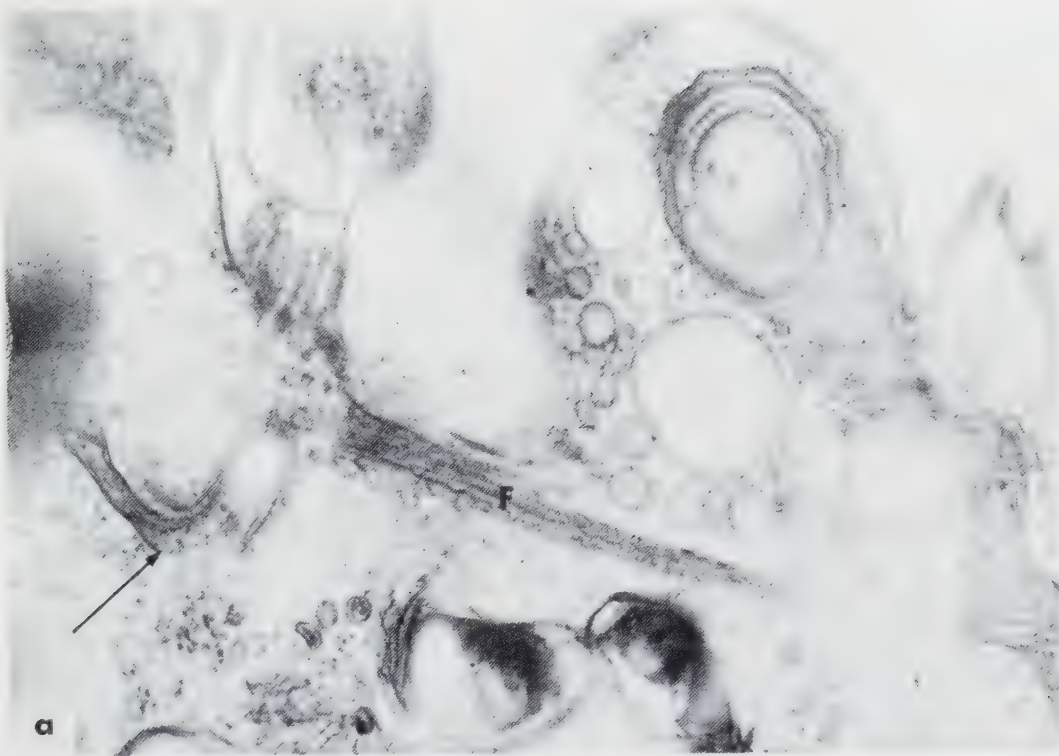


PLANCHE XXV

CRYPTOMONAS SP.

- a) Coupe montrant l'agencement de l'appareil de Golgi ; la sécrétion s'effectue vers la droite sur le cliché avec ses très grandes vésicules. Vers le centre de l'image existe une structure golgienne réticulée. On trouve des trichocystes pharyngiens profonds (Tr) et différents stades de la trichocystogénèse (flèches). A gauche, l'appareil de Golgi semble s'orienter sur le rhizoplaste (R). On observe encore un corps de Maupas (CM) et vers la droite du cliché la double membrane du sac périplastidial (SP) et deux portions de calottes amylières colorées en noir par le Protoxyde de plomb. X 27 000.

CHILOMONAS PARAMECIUM

- b) Coupe longitudinale des blépharoplastes avec départ des fibres du rhizoplaste (R). Noter la contiguité existant entre blépharoplastes et golgi en l'absence de fibre parabasale. X 32 500.

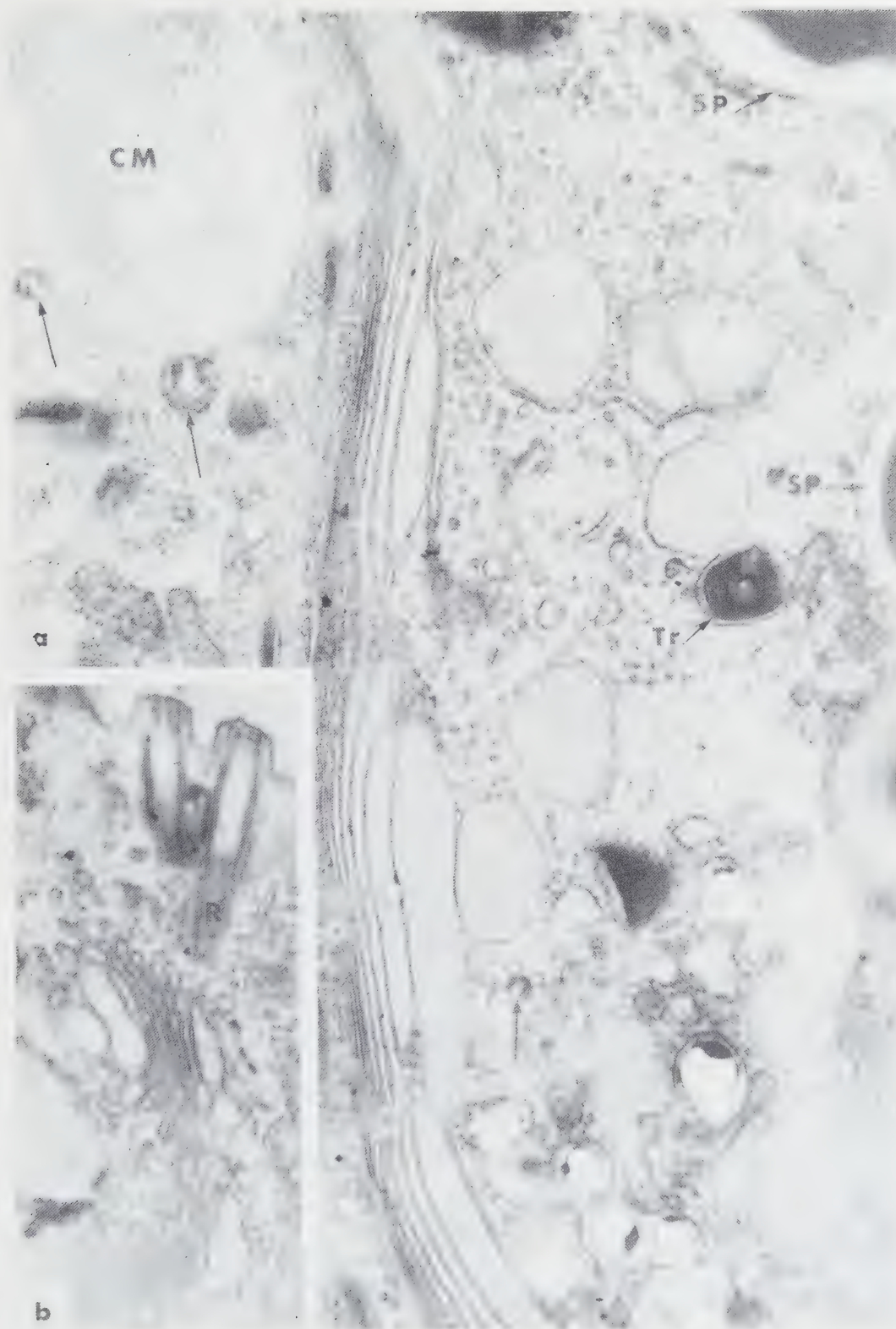


PLANCHE XXVI

CHILOMONAS PARAMECIUM

- a) Coupe montrant deux corps de Maupas (CM), deux dictyosomes, des trichocystes intracytoplasmiques en formation (Tr). En haut et gauche, en bas et à droite sur le cliché, se trouvent deux grains d'amidon contrastés en noir par le Protoxyde de plomb. Ils voisinent avec deux corps entourés d'une membrane double qui représentent les leucoplastes (L). Le tout est entouré de la membrane double d'un sac périplastidial (SP), dilatée et pourvue de fibrilles en haut (flèche). X 27 000.

CRYPTOMONAS SP.

- b) Coupe au niveau du pyrénôide pédonculé faisant saillie à la surface du plaste (Pl) mais toujours enveloppé de la fine double membrane plastidiale (mP). A la surface du pyrénôide, se trouvent des calottes amylières plus ou moins contrastées en gris par le Protoxyde de plomb. (A). X 39 500.

CHILOMONAS PARAMECIUM

- c) Coupe antérieure longitudinale aux blépharoplastes. A leur voisinage, se trouve la racine mitochondriale, issue du goulot (A) de la vacuole pulsatile. En haut à gauche grain d'amidon entouré de la membrane double du sac périplastidial (SP). En bas, cortex de la vacuole pulsatile (VP). X 39 500.

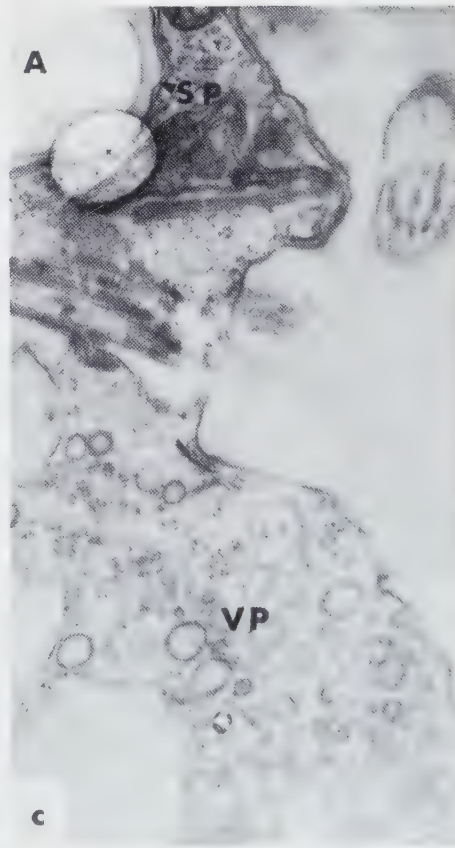
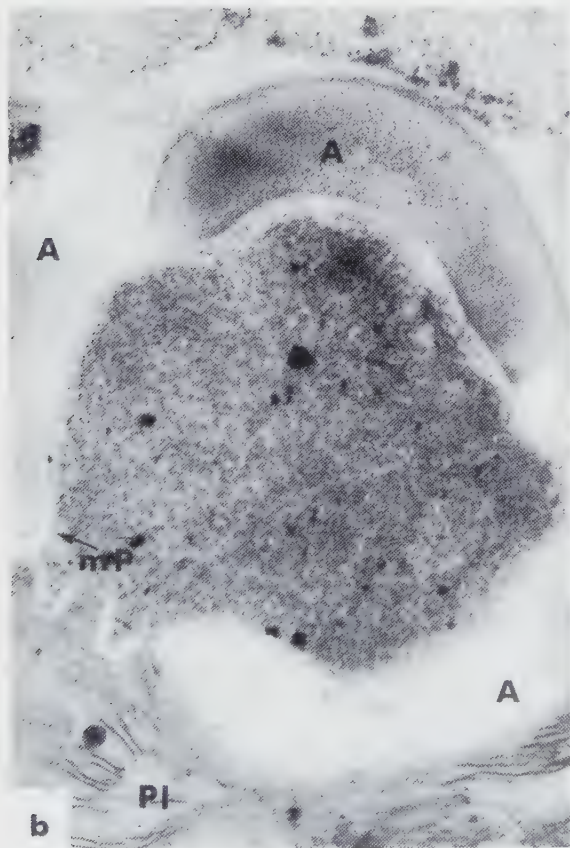
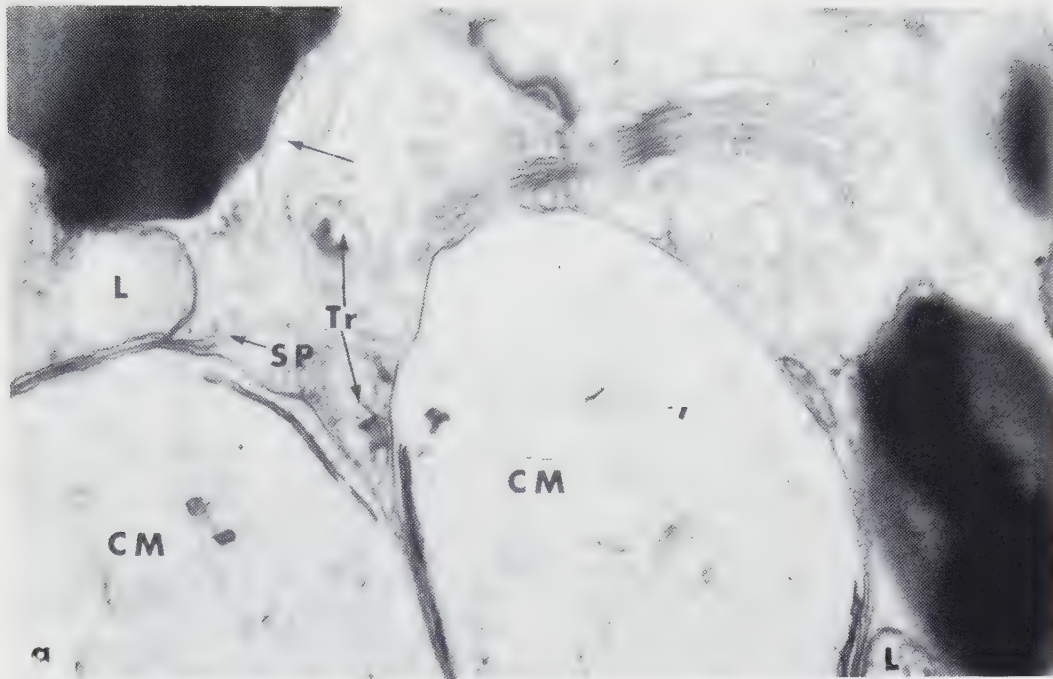


PLANCHE XXVII

PROTEROMONAS LACERTAE-VIRIDIS

- a) Coupe antérieure montrant un blépharoplaste (B), des coupes obliques des deux cuvettes sous-blépharoplastiques (flèches), le rhizoplaste (R) centrante l'appareil de Golgi cylindrique, coupé presque selon un plan médian. Le noyau antérieur (N) est voisin du cinétoplaste (C). Le cytoplasme est riche en vacuoles et en formations ergastoplasmiques dilatées (Er) et pourvues de fibres internes. X 20 700.
- b) Coupe dans la région antérieure de deux individus. A gauche sur le cliché, la coupe est tangente à l'appareil de Golgi, pourvu d'une vacuole profonde. Le rhizoplaste (R) traverse une échancrure nucléaire (flèche). La surface cellulaire est nettement ondulée. Sur le Protiste, placé à droite sur le cliché, la coupe est médiane dans la région golgienne et sur une partie du trajet du rhizoplaste. Elle montre la fibre épaisse en S naissant sur le blépharoplaste du flagelle antérieur et associée à des fibrilles plus fines pour former la rhizoplaste (R). X 25 000 (cliché J. André).

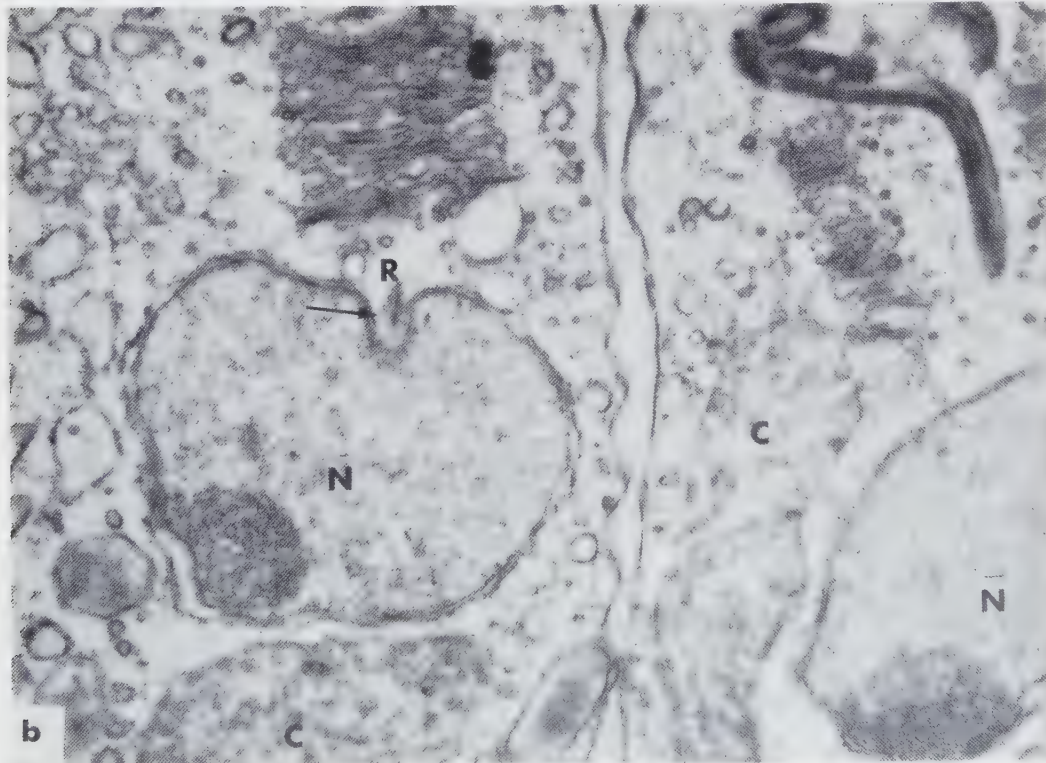
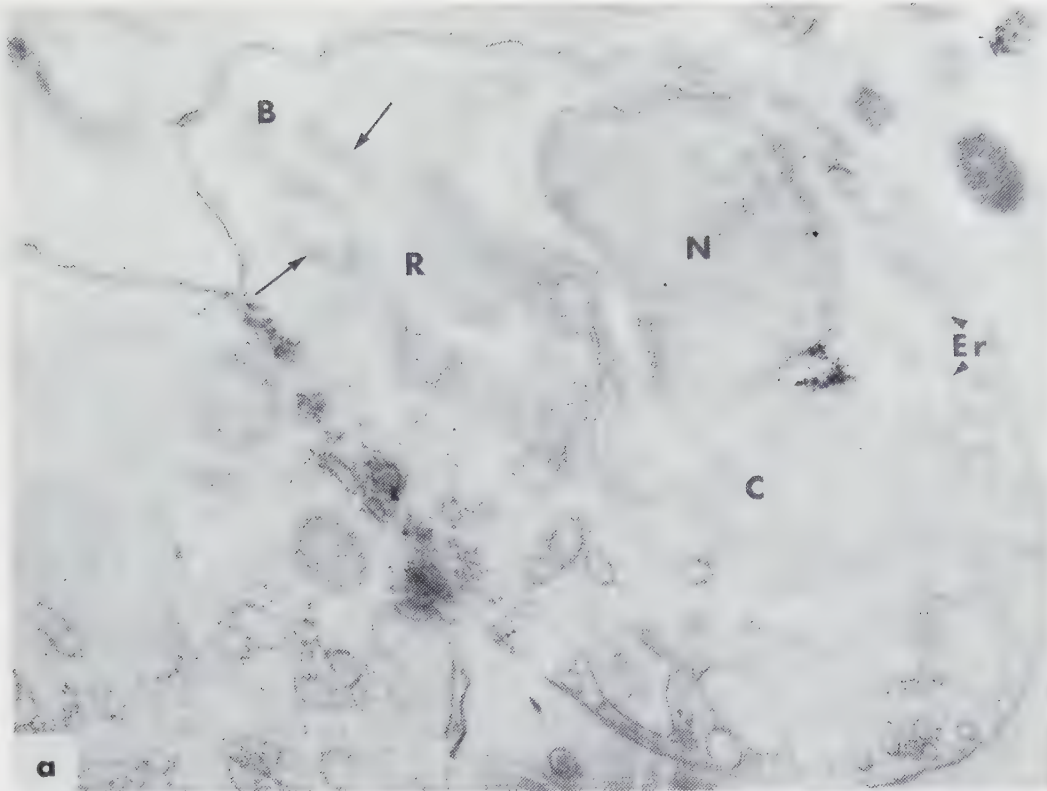


PLANCHE XXVIII

PROTERMONAS LACERTAE-VIRIDIS

Coupe tangente à la surface de l'appareil de Golgi et n'intéressant qu'une faible portion du noyau-(N). La région antérieure est pourvue de trois grains frontaux (Gf). On observe également deux larges portions du cinétoplaste (C), des vacuoles de grande taille qui dérivent sans doute de cet organite (Vc), des vésicules périphériques très nombreuses et qui viennent s'ouvrir à la surface du Protiste (flèches).
X 45 000.

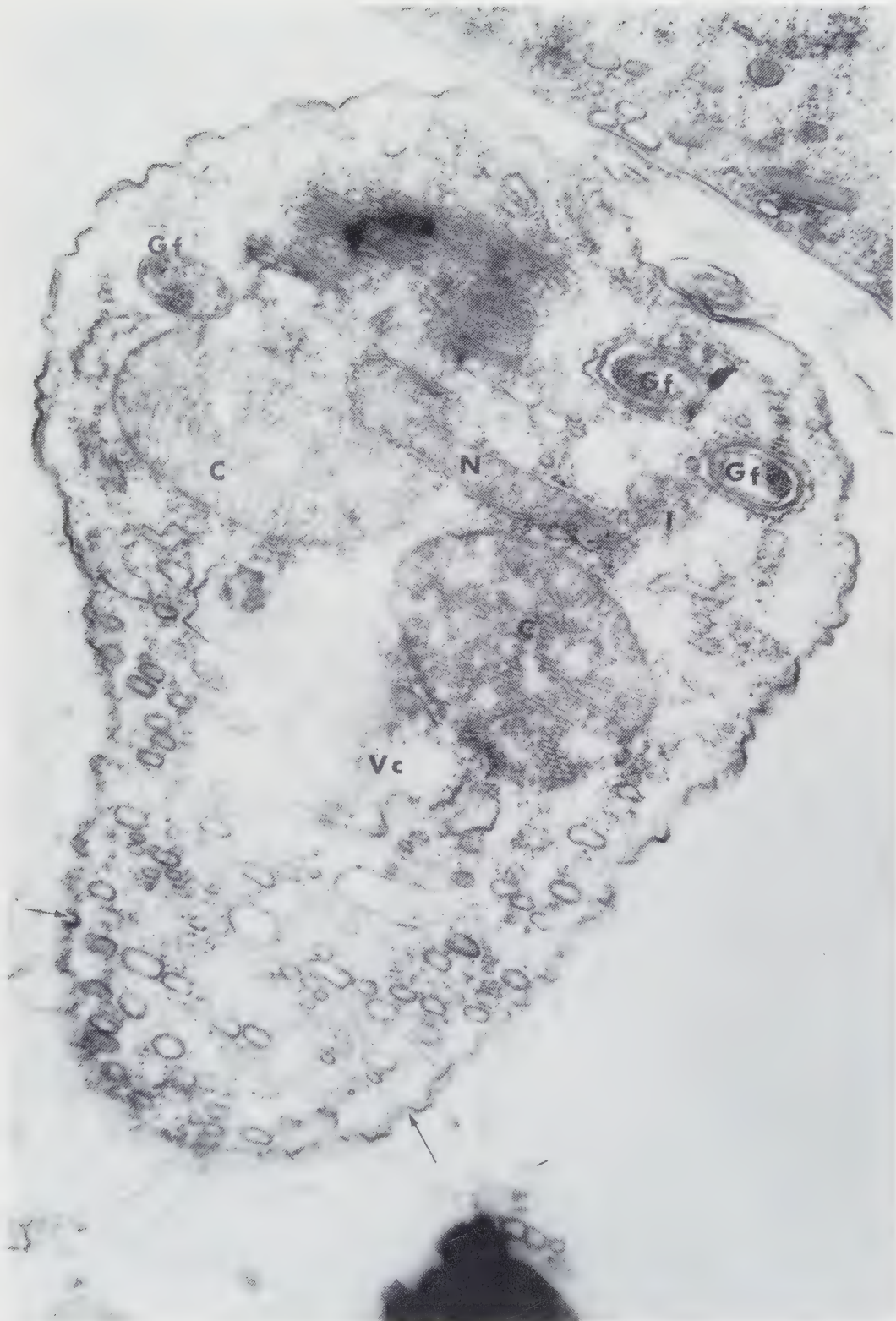


PLANCHE XXIX

PROTEROMONAS LACERTAE-VIRIDIS

a) X 81 000.

b) X 40 500.

c) X 40 500.

Coupes postérieures et plus ou moins tangentes à la surface du Protiste mettant en évidence les formations périphériques et les vésicules qui viennent s'ouvrir en surface.

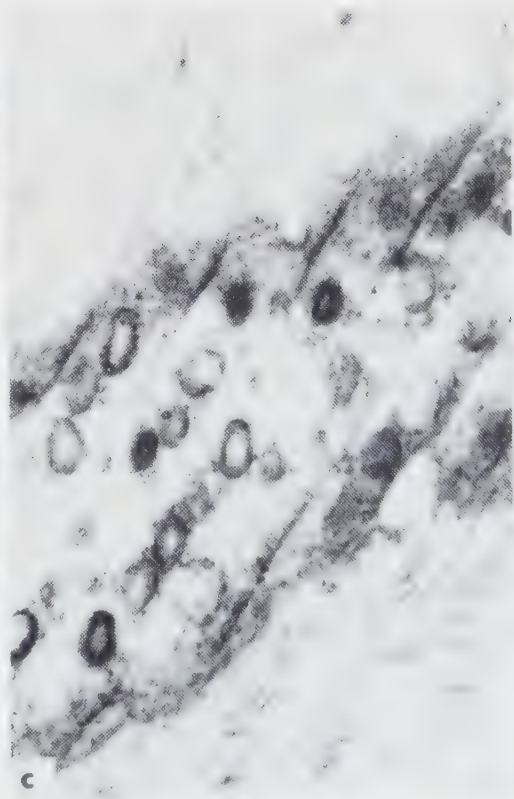
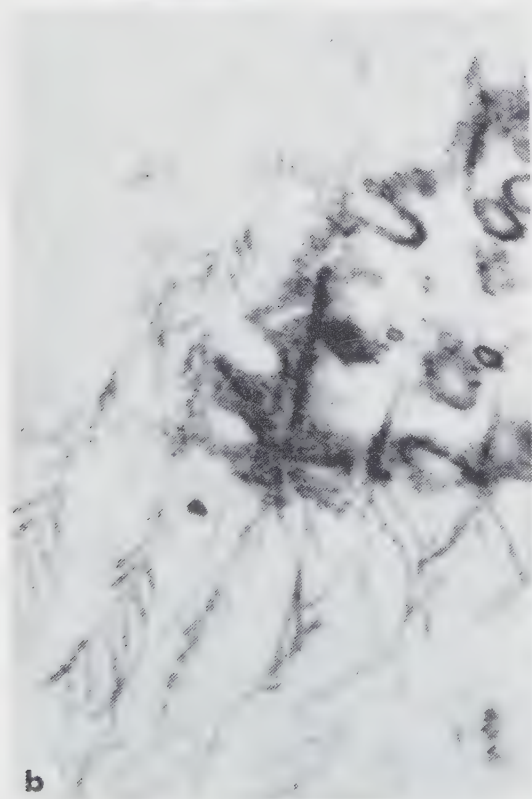
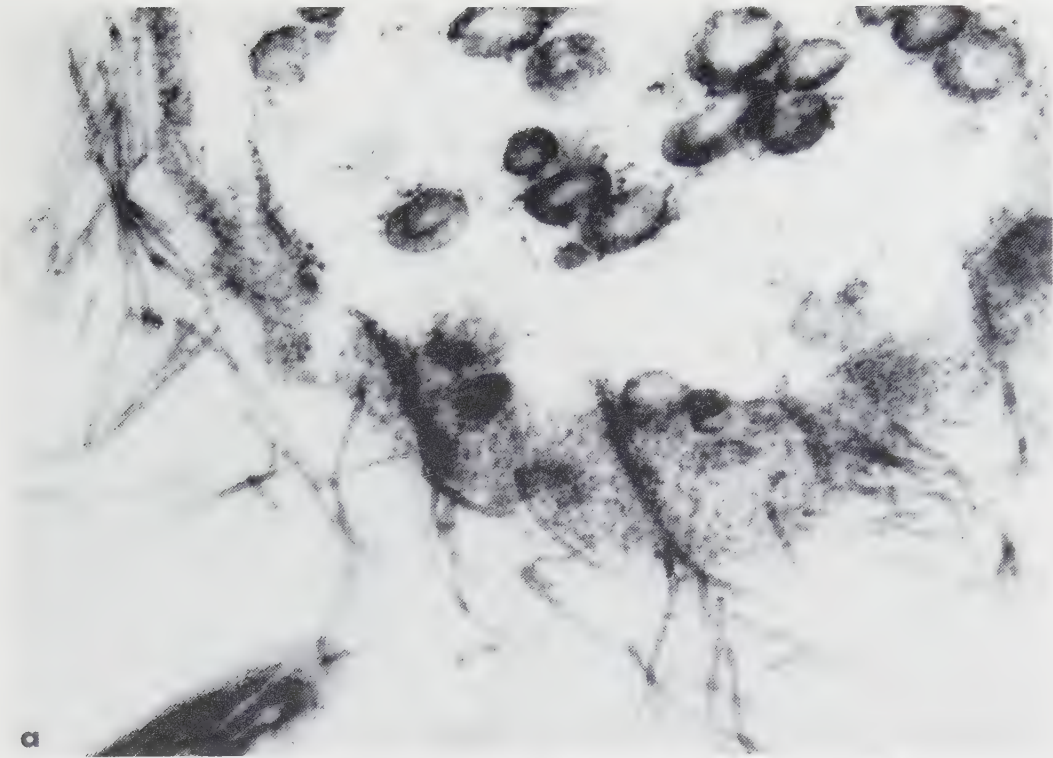


PLANCHE XXX

PROTEROMONAS LACERTAE-VIRIDIS

- a)* Coupe antérieure montrant un blépharoplaste (B), une cuvette sous-blépharoplastique (flèche), des grains frontaux (Gf), une portion du cinétoplaste (C) et des vacuoles cytoplasmiques nombreuses. Sur cet individu, la surface est très ondulée même dans sa région antérieure. X 39 500.
- b)* Coupe longitudinale du flagelle récurrent et de son blépharoplaste ; coupe oblique du blépharoplaste du flagelle antérieur et d'une cuvette sous-blépharoplastique. X 48 500.
- c)* « Corps paranucléaire » logé entre les deux feuillets de la membrane nucléaire et présentant une structure fibreuse (flèche). X 37 500.

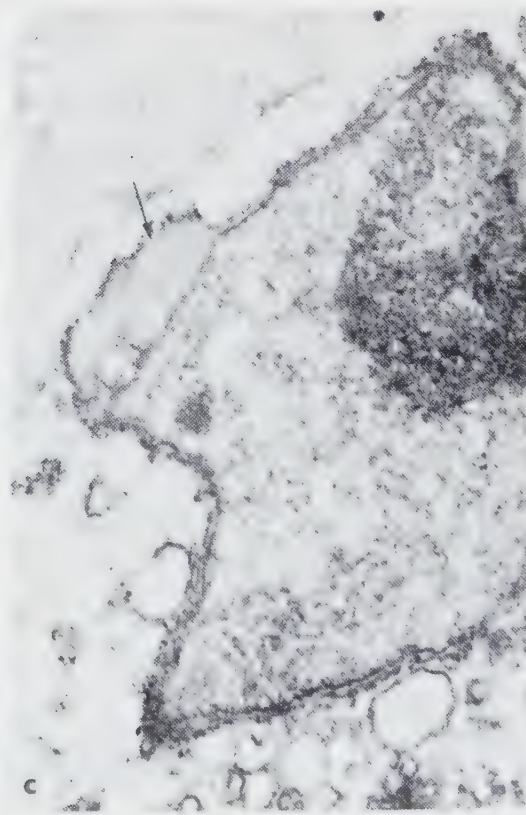
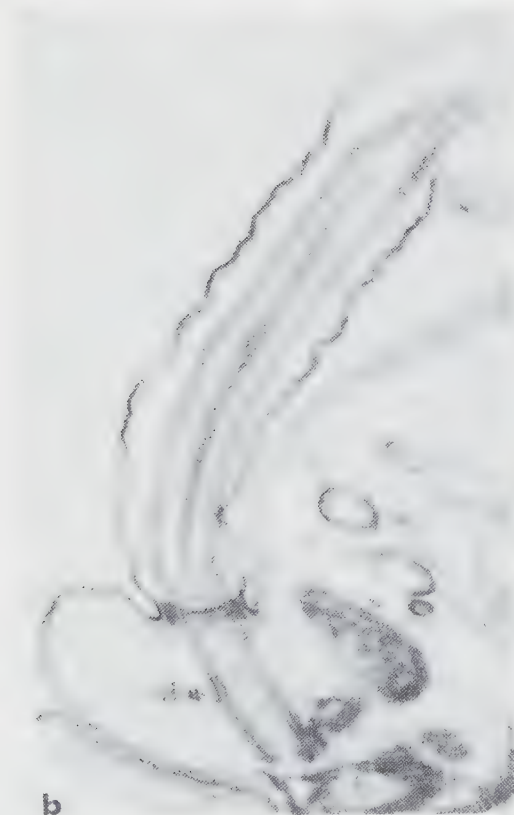
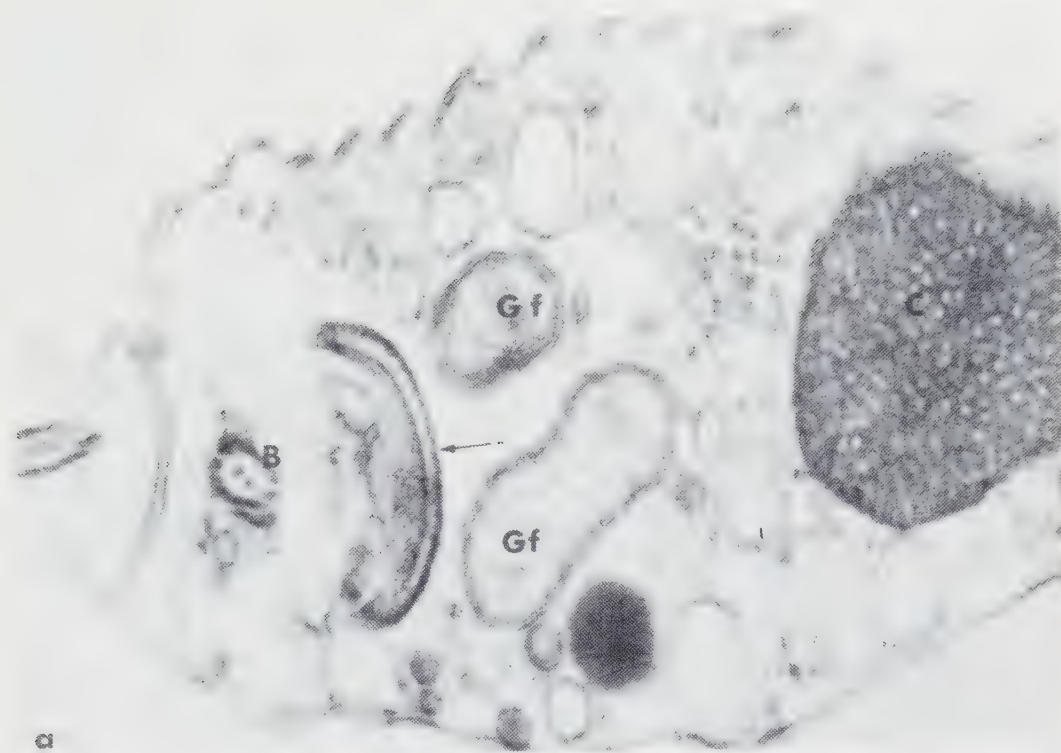


PLANCHE XXXI

TRICHOMONAS LACERTAE

Coupe montrant les principaux organites cellulaires. On peut observer à la périphérie de l'organite quatre coupes transversales passant au niveau du flagelle récurrent et la « membrane ondulante » (flèches). Une partie de la côte est visible en bas à gauche sur le cliché, sous le flagelle récurrent et près du noyau (N) ; elle réapparaît en coupe tangentielle sur la face opposée. L'axostyle (Ax) occupe une large portion cytoplasmique et enferme de nombreux grains endoaxostylaires (Ge) ; sa partie terminale est entourée d'une bague ergastoplasmique (Er). Le cytoplasme est riche en mitochondries (M) et vacuoles digestives (Vd). En bas et à droite sur le cliché, on observe une coupe transversale des trois flagelles antérieurs. X 31 500.

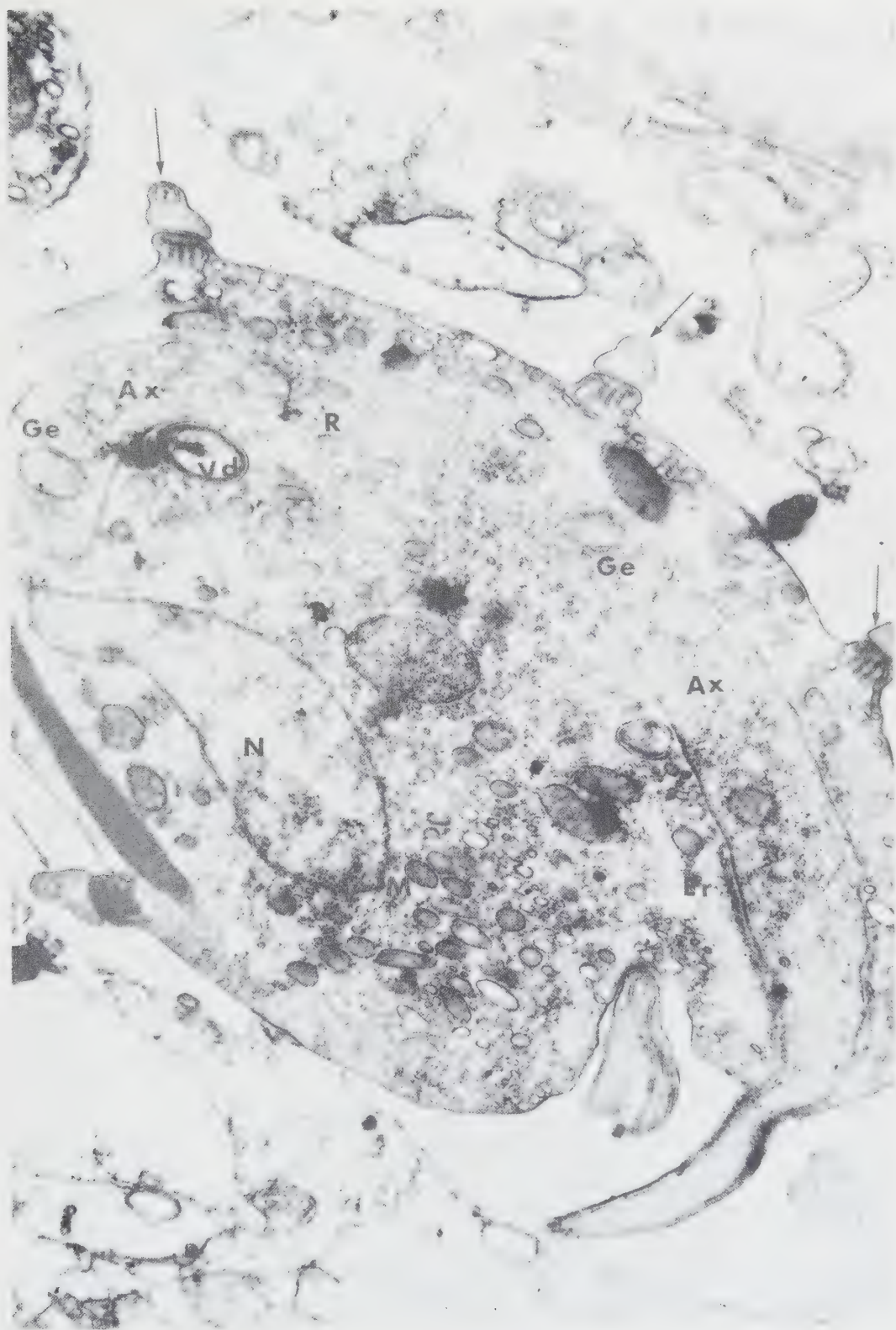


PLANCHE XXXII

TRICHOMONAS LACERTAE

Coupe de la région antérieure montrant deux blépharoplastes (B) dont l'un, pourvu d'un ancrage fibreux, correspond au N° 1 de notre nomenclature ; le corps sous-blépharoplastique (Cb) est en partie visible, de même que la côte (Co). Contre le noyau (N) passe la fibre parabasale (Fp) étroitement associée à un important dictyosome. L'axostyle (Ax) apparaît avec sa structure fibrillaire en haut du cliché et en coupe transversale en bas. Le flagelle récurrent, près de son insertion, est logé dans une gouttière, le cytoplasme sous-jacent est déjà pourvu d'un système fibreux (flèche). Le cytoplasme est riche en mitochondries (M) et vacuoles.

X 48 500.

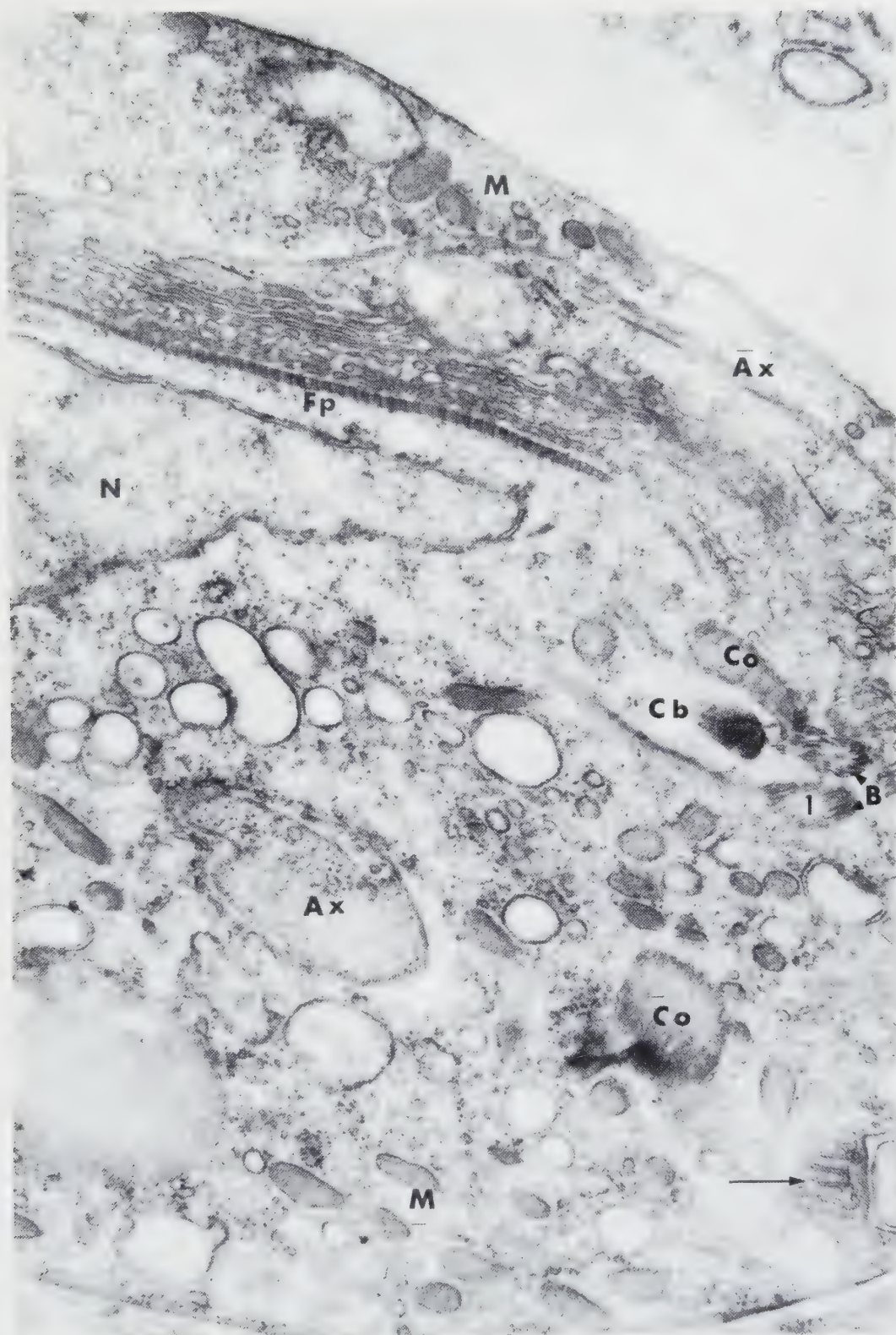


PLANCHE XXXIII

TRICHOMONAS LACERTAE

Coupe dans la région antérieure montrant les quatre blépharoplastes (1, 2, 3, 4), la côte (Co), la fibre parabasale (Fp), une bactérie (B) et la naissance de l'axostyle (Ax). Sous le flagelle récurrent existe un matériel granuleux (flèche) non encore organisé en fibres. X 40 500.

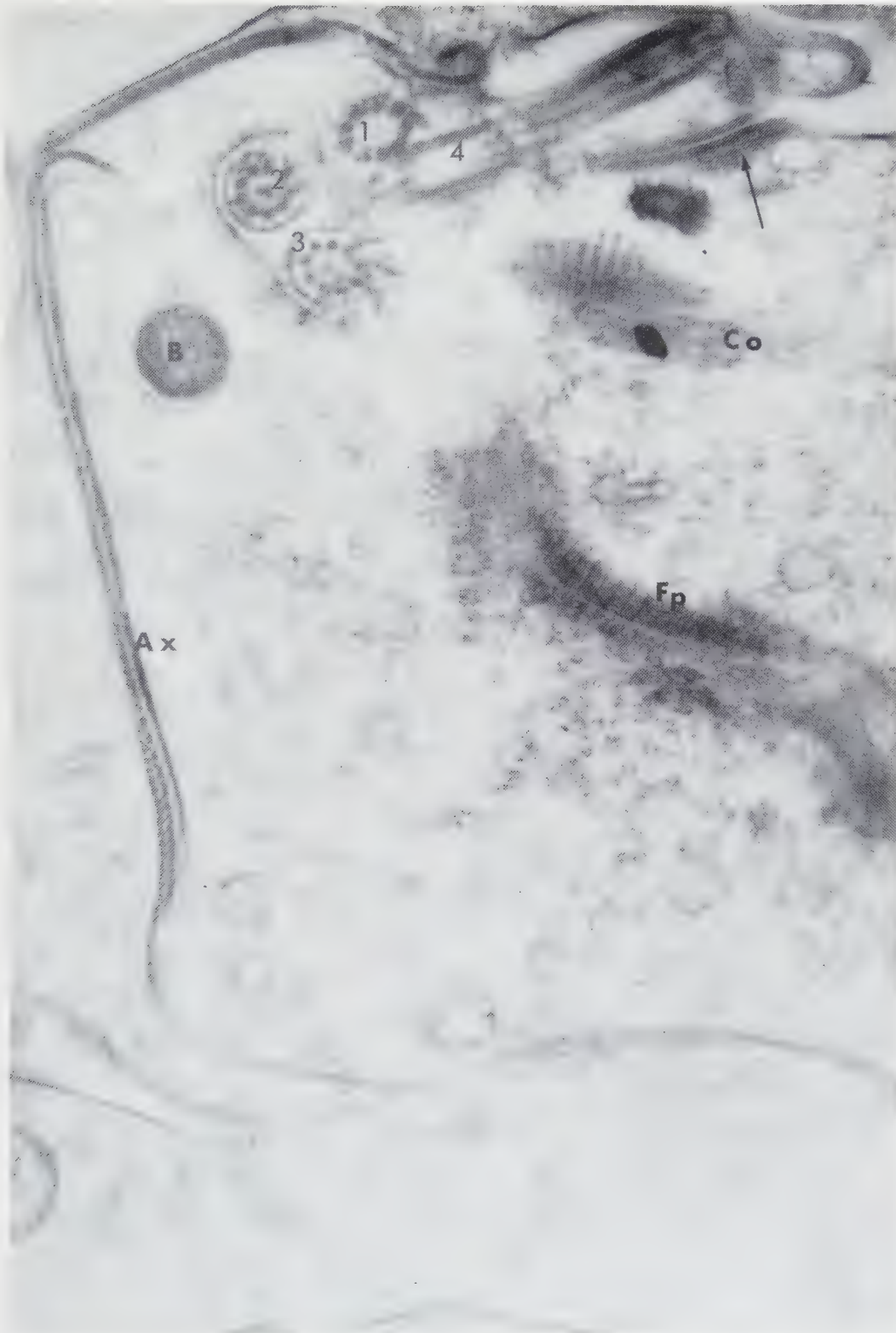


PLANCHE XXXIV

TRICHOMONAS LACERTAE

Coupes de la région antérieure :

- a)* Insertion de la fibre parabasale (Fp) sur le blépharoplaste 2 ainsi que l'axostyle (Ax) ; le blépharoplaste 3 porte une fibre ; le blépharoplaste 1, coupé obliquement porte une fibre qui le relie à l'axostyle (flèche). La côte apparaît à une certaine distance des blépharoplastes. X 37 500.
- b)* On retrouve le départ de l'axostyle (Ax) à partir du blépharoplaste 2, son attache sur le blépharoplaste 1 (flèche) et la fibre du blépharoplaste 3. Sous le blépharoplaste 4 existe une masse osmiophile qui se prolonge dans le cytoplasme logé sous le flagelle récurrent. Cette région enferme encore des grains endoaxostylaires (Ge) et des bactéries (B). A l'intérieur de deux des grains endoaxostylaires, on observe une formation périphérique lenticulaire (flèches épaisses). X 37 500.

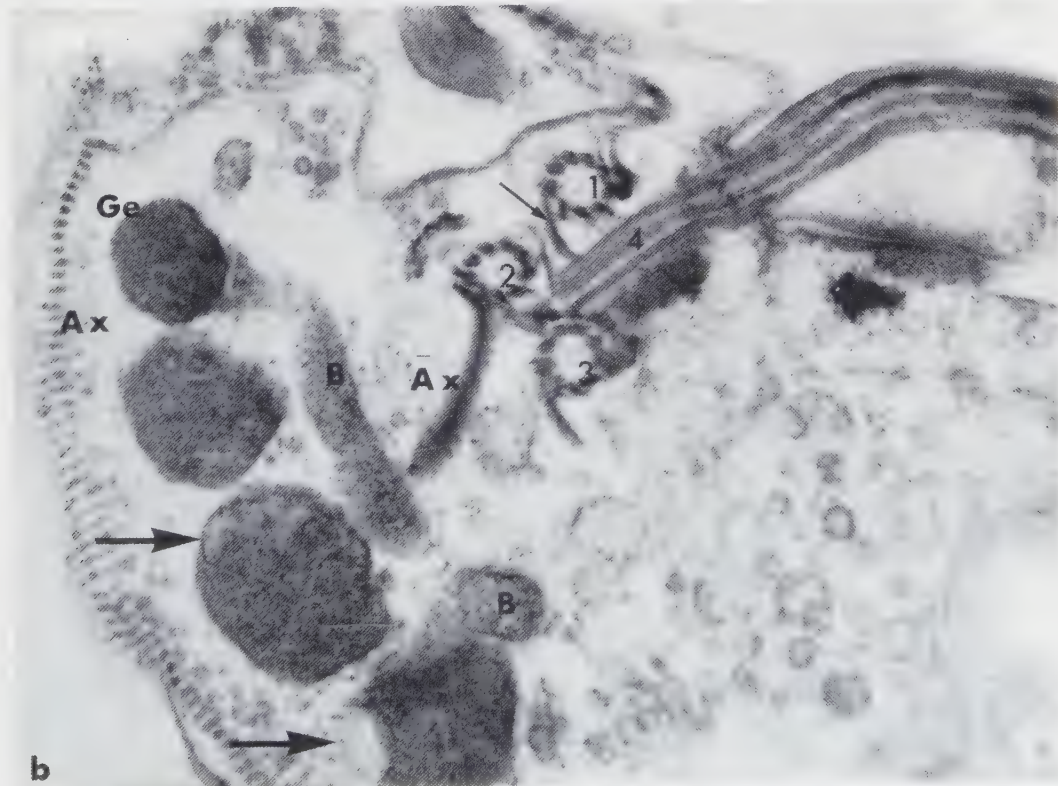
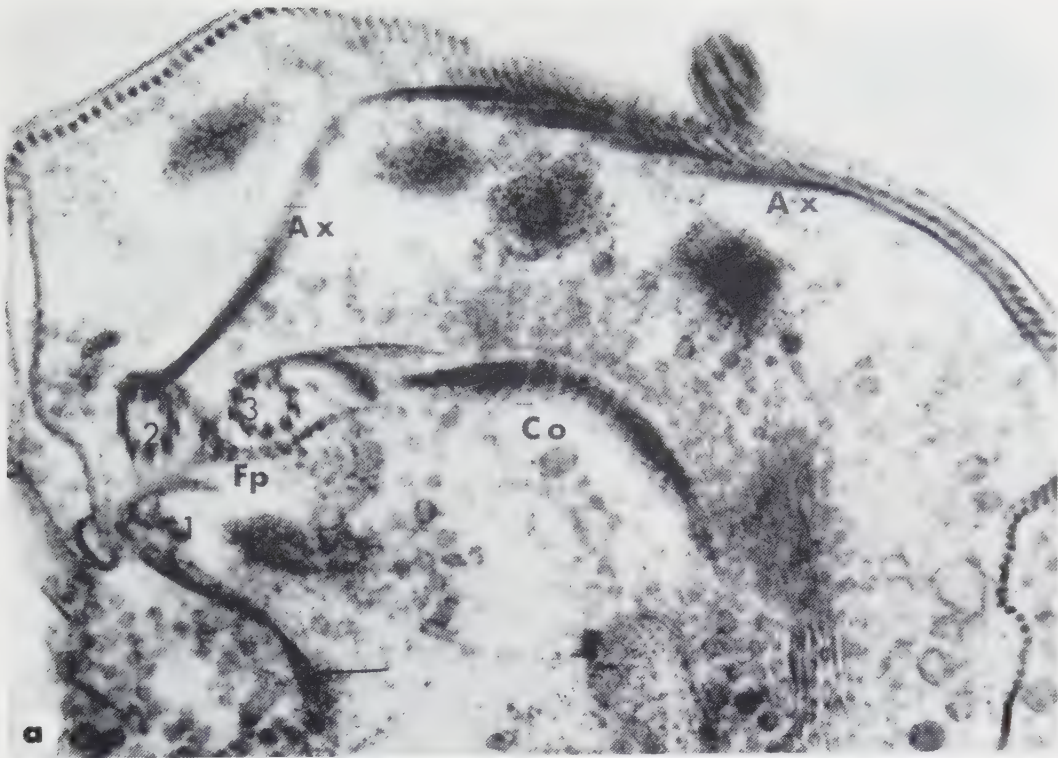


PLANCHE XXXV

TRICHOMONAS LACERTAE

Coupes dans la région antérieure :

- a)* Baguettes préaxostylaires (Ax) insérées sur le blépharoplaste 2, fibre portée par le blépharoplaste 3. La côte (Co) passe sous le blépharoplaste 4 et semble bien s'ancrer sur le blépharoplaste 2 ; elle est par ailleurs reliée au « peigne » du corps sous-blépharoplastique (Cb). Le matériel osmiophile et amorphe, logé sous le blépharoplaste 4 puis sous le flagelle récurrent, s'organise progressivement (flèche). X 37 500.
- b)* Le corps sous-blépharoplastique (Cb) vient s'ancrer sur le blépharoplaste 1 ; le blépharoplaste 3 est toujours pourvu d'une épaisse fibre ; le blépharoplaste 2 est relié aux baguettes préaxostylaires (Ax) et à la côte (Co). X 37 500.

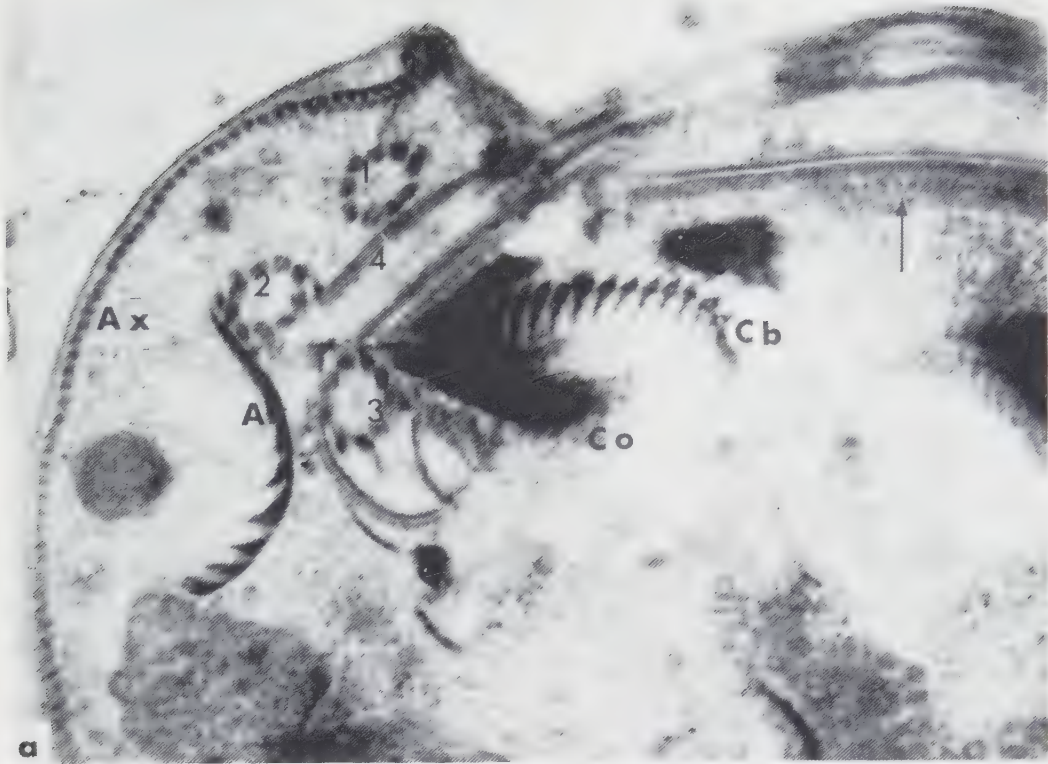


PLANCHE XXXVI

TRICHOMONAS LACERTAE

Coupes antérieures :

- a)* Baguettes préaxostylaires (Ax) insérées sur le blépharoplaste 2 et passage de la côte (Co) au voisinage du blépharoplaste 3. X 40 500.
- b)* Passage de la côte (Co) sous le blépharoplaste 3 et insertion par une fibre sur le blépharoplaste 2. Le corps lenticulaire, excentrique d'un grain endo-axostylaie (Ge) est nettement visible (flèche). X 40 500.
- c)* Les baguettes préaxostylaires (Ax) s'insèrent sur le blépharoplaste 2 qui donne également naissance à la côte (Co) ; celle-ci est en rapport avec les « dents » du corps sous-blépharoplastique (flèche). X 40 500.
- d)* Insertion de l'axostyle sur le blépharoplaste 1 par un tractus fibreux (flèche) et rapports entre la côte (Co) et le corps sous blépharoplastique (Cb) par l'intermédiaire de « dents ». X 40 500.
- e)* Naissance de l'axostyle (Ax) et de la fibre parabasale (Fp) sur le blépharoplaste 2. X 40 500.
- f)* Corps sous-blépharoplastique (Cb) avec ses « dents » (flèche) en rapport avec la fibre parabasale (Fp) et au voisinage de la côte (Co). X 40 500.

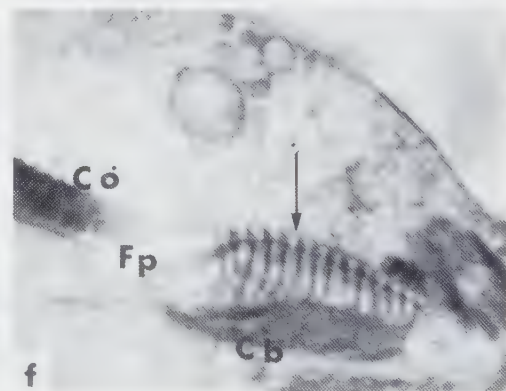
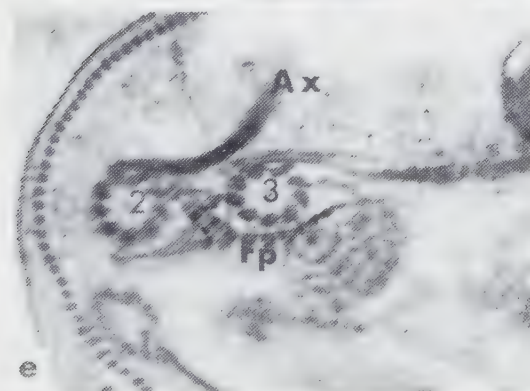
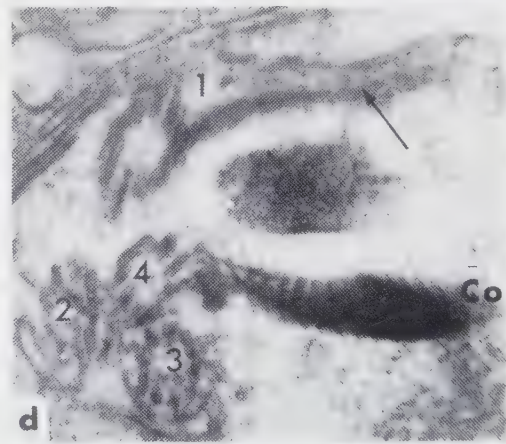
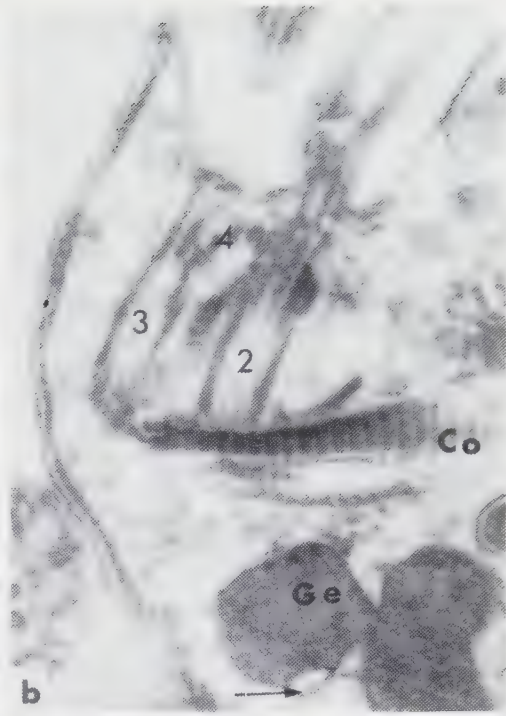
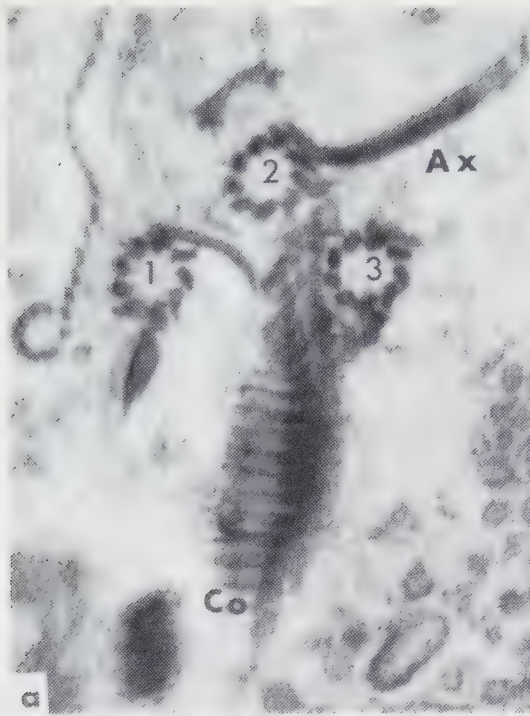


PLANCHE XXXVII

TRICHOMONAS LACERTAE

- a*) Coupe de la côte montrant sa périodicité et son arceau excentrique.
X 175 000 (cliché R. Boutteville).
- b*) Coupe de la côte et du flagelle récurrent, logé sur une zone cytoplasmique modifiée et pédonculée. X 175 000 (cliché R. Boutteville).

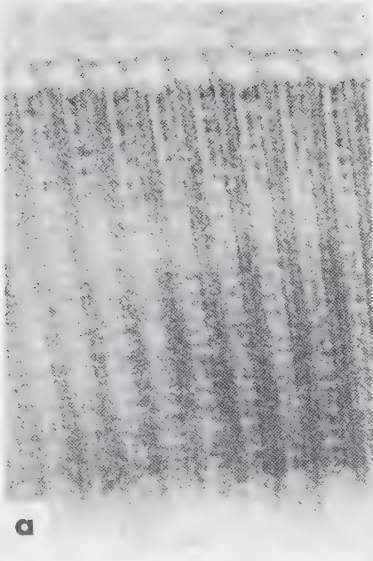


TABLE DES MATIÈRES

	Pages
<i>Avant-propos</i>	7
INTRODUCTION	9
MATERIEL ET TECHNIQUES	11
CHRYSONOMADINES	13
I — <i>Hydrurus foetidus</i>	13
II. — <i>Dinobryon divergens</i>	23
III. — Cytologie comparée des chrysonomades	26
VOLVOCALLES	33
I. — <i>Volvox aureus</i>	33
II. — <i>Haematococcus pluvialis</i> et <i>stephanosphaera pluvialis</i> ..	36
III. — Cytologie comparée des volvocales	40
CRYPTOMONADINES	45
PROTEROMONADINES	53
TRICHOMONADINES	61
DISCUSSION GENERALE	69
CONCLUSIONS GENERALES	79
BIBLIOGRAPHIE	82
PLANCHES	83

Imprimerie G. de Bussac, 2, cours Sablon, Clermont-Ferrand

Dépôt légal n° 896 — 4^e trimestre 1963

